



UNIVERSIDAD DE CUENCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

“Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay”.

Tesis previa a la obtención del Título de
Médico Veterinario Zootecnista.

Autores:

Paola Mariana Cañar Romero CI: 0105334312

Carlos Xavier Lojano Carmona CI: 0106858350

Director:

Dr. Gonzalo Estuardo López Crespo, Mg. Sc. CI: 0300721636

Cuenca – Ecuador

2018



RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue identificar y determinar la frecuencia de los parásitos gastrointestinales de felinos silvestres por especie, edad y sexo, mediante análisis coproparásitarios. Se trabajó con 44 felinos silvestres de tres unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay; veinte y tres ejemplares de *Panthera leo*, seis de *Puma concolor*, once de *Leopardus pardalis*, dos de *Leopardus wiedii* y dos de *Leopardus tigrinus*. En el análisis estadístico, se determinó el porcentaje de parasitismo con tablas de contingencia y prueba de *Chi cuadrado*, para determinar diferencias con relación a la especie, sexo y edad. Los porcentajes obtenidos de la presencia de parásitos gastrointestinales fueron del 100% de los animales muestreados y se determinaron grados de parasitismo en una escala de leve, moderado, grave y muy grave. Posteriormente se realizó una relación entre las variables de edad, sexo y especie; por especie de parásito, frecuencia y grado parasitario. Los resultados mostraron que no hubo diferencia significativa ($P > 0,05$) entre estas variables, sin embargo al relacionar el sexo y el *Phylum* Platelmino se evidenció una correlación significativa ($P < 0,05$). En conclusión todos los animales muestreados resultaron positivos a la presencia de parásitos gastrointestinales y se identificaron con mayor frecuencia *Entamoeba histolytica*, *Toxocara leonina*, *Mesocetoides sp.*, *Cystoisospora felis* y *Toxocara cati* y en menor proporción *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma Tubaeforme*, *Trichuris sp.*, *Taenia sp.*, *Spirometra mansonoides* y *Dipylidium caninum*.

Palabras clave: Felinos silvestres, parásitos gastrointestinales, centros de manejo de vida silvestre, cautiverio, salud animal.



ABSTRACT

The purpose of this study was to identify and determine the frequency of the gastrointestinal parasites of the wild feline by species, age and sex, through coproparasitological studies; 44 wild felines species from three wildlife institutions in Azuay province were part of this study; 23 *Panthera leo* species, 6 from *Puma concolor*, 11 from *Leopardus pardalis*, 2 from *Leopardus wiedii* and 2 from *Leopardus tigrinus*. In the statistical analysis, the percentage of parasitism was determined with contingency tables and *Chi Cuadrado* test to determine differences in relation to species, sex, and age. The percentages obtained from the presence of gastrointestinal parasites were 100% of the animals sampled and degrees of parasitism were determined on a scale of mild, moderate, severe, and very serious. Subsequently, a relationship was made between the variables of age, sex and species; by parasite species, frequency and parasitic degree. The result showed that there was no significant difference ($P>0.05$) between these variables; however, when relating the sex and the *Phylum* Platyhelminth a significant correlation was evidenced ($P<0.05$). In conclusion, all the sampled animals were positive for the presence of gastrointestinal parasites; *Entamoeba histolytica*, *Toxocara leonina*, *Mesocystoides sp.*, *Cystoisospora felis* and *Toxocara cati* were more frequently identified and in a lesser proportion in *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Trichuris sp.*

Key words: Wild cats, gastrointestinal parasites, wildlife management centers, captivity, animal health.



INDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	18
2. OBJETIVOS.....	19
2.2. Objetivo General	19
2.3. Objetivos Específicos.....	19
3. HIPÓTESIS/PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN.....	19
4. REVISIÓN DE LITERATURA	20
4.1 FELINOS.....	20
4.1.1 <i>Panthera leo</i>	20
4.1.2 <i>Puma concolor</i>	22
4.1.2.1 Taxonomía	22
4.1.2.2 Generalidades	22
4.1.3 <i>Leopardus pardalis</i>	23
4.1.3.1 Taxonomía	23
4.1.3.2 Generalidades	24
4.1.4 <i>Leopardus tigrinus</i>	24
4.1.4.1 Taxonomía	24
4.1.4.2 Generalidades	25
4.1.5 <i>Leopardus wiedii</i>	26
4.1.5.1 Taxonomía	26
4.1.5.2 Generalidades	26
4.2 HELMINTOS	27
4.2.1 Parasitismo en felinos silvestres.....	27
4.3 NEMATELMINTOS.....	28
4.3.1 <i>Strongyloides sp.</i>	28
4.3.1.1 Ciclo evolutivo	29
4.3.1.2 Signos y síntomas.....	29
4.3.1.3 Diagnóstico	30
4.3.1.4 Prevención y control.....	30



4.3.2	<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	30
4.3.2.1	Ciclo evolutivo	31
4.3.2.2	Signos y síntomas.....	31
4.3.2.3	Diagnóstico	32
4.3.2.4	Prevención y control.....	32
4.3.3	<i>Toxocara cati</i>	32
4.3.3.1	Ciclo evolutivo	33
4.3.3.2	Signos y síntomas.....	33
4.3.3.3	Diagnóstico	34
4.3.3.4	Prevención y control.....	34
4.3.4	<i>Toxocara leonina</i>	35
4.3.4.1	Ciclo evolutivo	35
4.3.4.2	Signos y síntomas.....	36
4.3.4.3	Prevención y control.....	36
4.3.5	<i>Trichuris sp.</i>	36
4.3.5.1	Ciclo evolutivo	37
4.3.5.2	Signos y síntomas.....	37
4.3.5.3	Diagnóstico	38
4.3.5.4	Prevención y control.....	38
4.4	PLATELMINTOS.....	39
4.4.1	<i>Dipylidium caninum</i>	39
4.4.1.1	Ciclo evolutivo	39
4.4.1.2	Signos y síntomas	39
4.4.1.3	Diagnóstico.....	40
4.4.1.4	Prevención y control	40
4.4.2	<i>Spirometra mansonoides</i>	40
4.4.2.1	Ciclo evolutivo	41
4.4.2.2	Signos y síntomas	41
4.4.2.3	Diagnóstico.....	41
4.4.2.4	Prevención y control	42
4.4.3	<i>Taenia sp.</i>	42



4.4.3.1	Ciclo evolutivo	43
4.4.3.2	Signos y síntomas	43
4.4.3.3	Diagnóstico.....	43
4.4.3.4	Prevención y control.....	43
4.4.4	<i>Mesocestoides sp.</i>	44
4.4.4.1	Ciclo evolutivo	44
4.4.4.2	Signos y síntomas	45
4.4.4.3	Diagnóstico.....	45
4.4.4.4	Prevención y control.....	45
4.5	PROTOZOOS	46
4.5.1	<i>Cystoisospora felis</i>	46
4.5.1.1	Ciclo evolutivo	46
4.5.1.2	Signos y síntomas	47
4.5.1.3	Diagnóstico.....	47
4.5.1.4	Prevención y control.....	47
4.5.2	<i>Entamoeba histolytica</i>	48
4.5.2.1	Ciclo evolutivo	48
4.5.2.2	Signos y síntomas	49
4.5.2.3	Diagnóstico.....	49
4.5.2.4	Prevención y control.....	49
5.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	50
5.1	MATERIALES Y EQUIPOS.....	50
5.1.1	Materiales de campo	50
5.1.1.1	Físicos	50
5.1.1.2	Biológicos	50
5.1.2	Materiales de laboratorio	50
5.1.2.1	Físicos	50
5.1.2.2	Químicos	51
5.1.3	Materiales de oficina.....	51
5.1.3.1	Físico.....	51
5.2	MÉTODOS	52



5.2.1	Ubicación y división política	52
5.2.2	Población en estudio	54
5.2.2.1	Población.....	54
5.2.2.2	Muestra	54
5.2.2.3	Muestreo	54
5.2.2.4	Criterios de inclusión	55
5.2.2.5	Criterios de exclusión	55
5.2.2.6	Variables dependientes	56
5.2.2.7	Variables independientes	56
5.3	METODOLOGÍA	57
5.3.1	Examen clínico	57
5.3.2	Métodos de Manejo	58
5.3.3	Toma de muestra.....	59
5.3.4	Pruebas de laboratorio	61
5.3.4.1	Método en fresco con Lugol	61
5.3.4.2	Método de flotación con solución salina saturada	63
5.3.4.3	Método de sedimentación espontánea.....	66
5.3.5	Interpretación.....	67
5.3.6	Análisis estadístico	68
6.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	69
6.1	RESULTADOS.....	69
6.1.1	Prevalencia de parásitos gastrointestinales.....	69
6.1.2	Grado de parasitismo gastrointestinal.	78
7.	DISCUSION.....	82
8.	CONCLUSIONES	87
9.	RECOMENDACIONES.....	88
10.	BIBLIOGRAFÍA.....	89
11.	ANEXOS	106



INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Numero de felinos silvestres que participan en el estudio.	55
Tabla 2. Representación cuantitativa del nivel de parasitismo.....	67
Tabla 3. Frecuencia de parásitos gastrointestinales de 44 félidos silvestres.	69
Tabla 4. Frecuencia de parásitos gastrointestinales de cinco especies félidos silvestres en cetros de manejo de vida silvestre de la Provincia de Azuay.	71
Tabla 5. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinal por grupos etarios.	72
Tabla 6. Frecuencia de especies de parásitos por grupo etario.....	73
Tabla 7. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinal por género.	73
Tabla 8. Frecuencia de especies de parásitos por género de un total de 26 hembras y 18 machos.	74
Tabla 9. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por Phylum.	75
Tabla 10. Presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por Phylum y por especie de felino silvestre.	76
Tabla 11. Presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por Phylum y por género de felino silvestre.	77
Tabla 12. Prueba de chi-cuadrado sexo con relación al phylum Platelmino.	78
Tabla 13. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica directa de Lugol con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.	80
Tabla 14. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica de Flotación de solución salina con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.	80
Tabla 15. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica de Sedimentación con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.	81



INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Hembra, cría y macho de <i>Panthera leo</i>	21
Figura 2. <i>Puma concolor</i>	23
Figura 3. <i>Leopardus pardalis</i>	24
Figura 4. <i>Leopardus tigrinus</i>	25
Figura 5. <i>Leopardus wiedii</i>	27
Figura 6. Huevo de <i>Strongyloides</i> sp.....	28
Figura 7. Huevo de <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	31
Figura 8. Huevo de <i>Toxocara cati</i>	33
Figura 9. Huevo de <i>Toxocara leonina</i>	35
Figura 10. Huevo de <i>Trichuris</i> sp.....	37
Figura 11. Huevo de <i>Spirometra mansanoides</i>	40
Figura 12. Huevo de <i>Taenia</i> sp.	42
Figura 13. Huevo de <i>Mesocystoides</i> sp.	44
Figura 14. Huevo de <i>Cystoisospora felis</i>	46
Figura 15. Huevo de <i>Entamoeba histolytica</i>	48
Figura 16. Mapa de la provincia del Azuay.....	52
Figura 17. Evaluación Visual	57
Figura 18. Evaluación Física	58
Figura 19. Distractivos para aislamiento.....	58
Figura 20. Limpieza de cubiles de manejo.	59
Figura 21. Aislamiento de <i>Panthera leo</i> en cubiles de manejo.	59
Figura 22. Toma de muestras.....	60
Figura 23. Recepción de muestras.....	61



INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación a la especie de felino en la prueba coproparasitaria de Lugol	106
Anexo 2. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación a al genero en la prueba coproparasitaria de Lugol.....	106
Anexo 3. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación grupo etario en la prueba coproparasitaria de Lugol.....	107
Anexo 4. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación al género mediante prueba coproparasitaria de Flotación	107
Anexo 5. Pruebas de chi-cuadrado en comparación de cada especie con el phylum Platelmintos	108
Anexo 6. Pruebas de chi-cuadrado en comparación de cada especie con el phylum Nematodos	108
Anexo 7. Pruebas de chi-cuadrado en comparación de cada especie felina silvestre con el phylum Protozoos	109
Anexo 8. Pruebas de chi-cuadrado del sexo con relación al phylum Protozoo. .	109
Anexo 9. Pruebas de chi-cuadrado del sexo con relación al phylum Nematodo.	110
Anexo 10. Pruebas de chi-cuadrado sexo con relación al phylum Platelmino...	110
Anexo 11. Pruebas de chi-cuadrado de la edad con relación al phylum Nematodos	111
Anexo 12. Pruebas de chi-cuadrado de la Edad con relación al phylum Platelmintos.....	111
Anexo 13. Pruebas de chi-cuadrado de la Edad con relación al phylum Protozoos	112
Anexo 14. Hoja de campo.....	113



Cláusula de licencia y autorización para publicación en el Repositorio Institucional

Paola Mariana Cañar Romero en calidad de autor/a y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación "Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay", de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN reconozco a favor de la Universidad de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Asimismo, autorizo a la Universidad de Cuenca para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el repositorio institucional, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 06 Febrero de 2018.

Paola Mariana Cañar Romero

C.I.: 010533431-2



Cláusula de licencia y autorización para publicación en el Repositorio Institucional

Carlos Xavier Lojano Carmona en calidad de autor/a y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación "Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay", de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN reconozco a favor de la Universidad de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Asimismo, autorizo a la Universidad de Cuenca para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el repositorio institucional, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 06 Febrero de 2018.

Carlos Xavier Lojano Carmona

C.I: 010685835-0



Universidad de Cuenca
Cláusula de Propiedad Intelectual

Paola Mariana Cañar Romero, autor/a del trabajo de titulación “Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay”, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor/a.

Cuenca, 06 de Febrero de 2018

Paola Mariana Cañar Romero

C.I: 010533431-2



Carlos Xavier Lojano Carmona, autor/a del trabajo de titulación "Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay", certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor/a.

Cuenca, 06 de Febrero de 2018

Carlos Xavier Lojano Carmona

C.I: 010685835-0



AGRADECIMIENTO

Queremos agradecer, a Dios y a nuestras familias por toda la paciencia y apoyo que nos han brindado a lo largo de toda nuestra carrera universitaria.

A nuestros profesores, los cuales a lo largo de nuestra vida académica supieron formarnos como profesionales y como personas. En especial queremos agradecer al Dr. Gonzalo López M.V.Z, al Dr. Luis Ayala M.V.Z., Msc, PhD, al Dr. Guillermo Guevara PhD, al Dr. Raúl Guevara PhD y al Dr. Fredi Carpio M.V.Z Msc, por el apoyo incondicional y sobre todo por alentarnos a realizar un tema innovador y no dejarnos llevar por las dudas y miedos que teníamos al inicio de toda nuestra travesía.

De igual manera queremos agradecer al Dis. José Cajamarca por todo el apoyo en cuanto al arte gráfico y videos realizados en esta tesis.

Y por último queremos agradecer al Ing. Rafael Ochoa (Ministerio del Ambiente) al Biól. Ernesto Arbeláez (Amaru), al Sr. Alberto Vele (Yurak Allpa) y al Ing. Giordano Torres (Corasari) directivos de los centros de rescate de vida silvestre del Azuay y a todo su equipo de zoo cuidadores, ellos fueron el pilar más importante para nuestra investigación.

Paola y Xavier



DEDICATORIA

Quiero dedicar este trabajo a Dios por ser la luz que guía mi camino y por tantas bendiciones que ha regado en mi familia, a mis padres Bertha y Saúl y a mis hermanos Jonathan y Andrés por todo el apoyo y paciencia que me han dado a lo largo de estos años de universidad, gracias padres y hermanos por siempre llevarme por el camino de la humildad, independencia y promoverme que el estudio es un pilar importante para ayudar a los que más lo necesitan, con el tiempo espero llegar a ser una persona tan grandiosa como ustedes.

Este trabajo también va dedicado a mi gran amigo y compañero de tesis Xavier, quiero agradecerle por todo el apoyo y trabajo que dedicaste, gracias por entender que esta lucha es de todos sin importar la afinidad que tengas hacia otra rama de la Medicina Veterinaria, sé que fue difícil pero lo aprendido nadie nos quita.

Y, por último, pero no menos importante quiero dedicar este trabajo investigativo a todos aquellos que no tienen voz y la oportunidad de ser libres, a todos los animales que sufrieron la destrucción del ser humano y terminaron cautivos. Ustedes son mi mayor inspiración y el aliento para seguir en la lucha de defender sus derechos, a ustedes les dedico mi vida y mi trabajo en recompensa por sufrir la ignorancia de otro ser humano.

Paola.



DEDICATORIA

Al empezar hacer nuestra tesis de grado lo primero que pensamos fue en todo lo negativo, en todos los obstáculos que íbamos a tener al trabajar en un campo nuevo para la Medicina Veterinaria y Zootecnia en nuestra región, obstáculos que fueron superados a lo largo del tiempo con ayuda de excelentes profesores universitarios que con su tutela pudimos salir adelante en este objetivo.

Dedico el siguiente trabajo primeramente a Dios, que ha sido quien me ha bendecido toda mi vida con personas magnificas, como mis padres Manuel y Estela que han sido un pilar fundamental en mi educación desde mi nacimiento, en especial a mi Madre quien es la persona que ha estado siempre ahí en las buenas y las malas, dándome consejos, regaños, pero sobre todo cariño para lograr convertirme en una persona de calidad. A mis hermanos Iván y Franklin que de una u otra manera han sabido poner su granito de arena para apoyarme y darme ánimos, sin dejar a lado a Ricky el pequeño consentido, espero ser un gran ejemplo para ti.

A Paola, una de las mejores amistades que he conseguido en esta etapa de mi vida y plasmada en este proyecto como compañera de tesis y mentora, gracias por tanta paciencia y perseverancia para lograr nuestro objetivo.

También dedico esta investigación a personas que marcan nuestras vidas y dejan muy buenos recuerdos y enseñanzas como Salome, compañeros de la facultad, amigos y demás familiares.

Xavier



1. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador la fauna silvestre es abundante y variada, lamentablemente todos estos animales se han visto amenazados por la deforestación, destrucción del hábitat, tráfico de animales, tráfico de pieles, varias de estas especies han terminado en zoológicos, centros de rehabilitación o centros de rescate obligados lamentablemente al cautiverio en la mayoría de casos (Arrojo, 2002).

El tráfico de animales en es una actividad ilícita muy lucrativa; en el Ecuador el problema es grave y esto hace que muchas especies amenazadas lleguen a desaparecer. Las personas que adquieren animales silvestres desconocen que para capturar la cría de una especie, los cazadores matan a sus madres, y cuando se logra rescatar o decomisar estos animales de traficantes, el 75% termina muerto, lesionado de por vida o en condiciones no aptas para volver a ser liberados a la naturaleza (Zooquito, 2018).

Con el fin de tener mejor manejo se han implementado diferentes estudios para preservar la salud de estos animales, entre estos estudios los de mayor relevancia son aquellos que hablan sobre enfermedades parasitarias (Ruiz, Pergazere, & Kuhn, 2011).

En condiciones naturales varios organismos pueden mantener interacciones benéficas unos con otros, pero en otras interacciones los resultados pueden ser perjudiciales como el caso del parasitismo (Silva, 2010). La parasitosis gastrointestinal es un tema de gran importancia en todos los animales tanto domésticos como silvestres por las consecuencias que sufren sus hospederos. Las parasitosis pueden ser asintomáticas, otras pueden causar, anorexia, pérdida de peso, diarrea, vómito, depresión y en casos graves hasta la muerte (Arrojo, 2002).



2. OBJETIVOS

2.2. Objetivo General

- Identificar los parásitos gastrointestinales de felinos silvestres criados en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay.

2.3. Objetivos Específicos

- Determinar la frecuencia de parasitismo gastrointestinal existente en felinos silvestres en cautiverio de la provincia del Azuay.
- Evaluar el grado de parasitosis gastrointestinal mediante tres técnicas de laboratorio.

3. HIPÓTESIS/PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

La especie y sexo de los felinos silvestres de la provincia del Azuay influyen sobre la frecuencia y tipo de parásitos gastrointestinales.



4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 FELINOS

Los felinos son mamíferos que requieren carne para sobrevivir (Publishing, 2017), en ésta familia existen alrededor de cinco a doce géneros de felinos, que comprenden 37 especies las cuales se encuentran distribuidas en casi todo el mundo (Silva, 2010). Estos animales son carnívoros y tienen características anatómicas especiales como, oídos muy desarrollados, uñas afiladas y retractiles, ojos nictálopes que les permite cazar en la oscuridad, además están provistos de sentidos muy agudos, si miden las hembras son más pequeñas que los machos (Paradais Sphynx, 2014).

4.1.1 *Panthera leo*

4.1.1.1 Taxonomía

- Dominio: *Eucarya*,
- Reino: *Animalia*,
- Subreino: *Eumetazoa*,
- Filo: *Chordata*,
- Subfilo: *Vertebrata*,
- Clase: *Mammalia*,
- Subclase: *Theria*,
- Infraclasse: *Placentalia*
- Orden: *Carnívora*,
- Suborden: *Feliformia*,
- Familia: *Felidae*
- Subfamilia: *Pantherinae*
- Género: *Panthera*
- Especie: *Panthera leo* (Linnaeus, 1771)

4.1.1.2 Generalidades

Su nombre común es león africano, son los únicos felinos que viven en grupos o manadas que pueden estar conformadas por una docena de hembras y tres machos, los leones machos lucen una melena que rodea su cabeza, mientras que las hembras tienen su cabeza descubierta y son las encargadas de cazar y proveer alimento para la manada (Geographic, 2010). El león es un mamífero carnívoro que tiene un promedio de vida de 10 a 14 años, su periodo de gestación es de 110 días. Este animal se ve amenazado por la destrucción de su hábitat y la caza furtiva (Paradais Sphynoc, 2014).



Figura 1 Hembra, cría y macho de *Panthera leo*
Fuente: (Pareja, 2013)



4.1.2 *Puma concolor*

4.1.2.1 Taxonomía

- Dominio: *Eucarya*
- Reino: *Animalia*
- Subreino: *Eumetazoa*
- Filo: *Chordata*,
- Subfilo: *Vertebrata*
- Clase: *Mammalia*
- Subclase: *Theria*,
- Infraclasse: *Placentalia*
- Orden: *Carnívora*
- Suborden: *Feliformia*
- Familia: *Felidae*
- Subfamilia: *Felinae*
- Género: *Puma*
- Especie: *Puma concolor* (Naturalista, 2007)

4.1.2.2 Generalidades

Puma o león de montaña es un depredador increíble, sus presas son alces, venados, caballos, vacas y ovejas, aunque también se puede alimentar de roedores e insectos. (Botero, Sánchez , & Arias, 2012). Su color de piel puede ir de bayo al rojizo, su tamaño es variable los machos pesan de 50 a 65 kg y las hembras de 35 a 45 kg, su longitud incluyendo la cola puede ser en machos de 2.20 metros y en hembras de 2 metros (Thüngen, 1987).



Figura 2 *Puma concolor*
Fuente: (Zoológico Amaru, 2015)

4.1.3 *Leopardus pardalis*

4.1.3.1 Taxonomía

- Dominio: *Eucarya*
- Reino: *Animalia*
- Subreino: *Eumetazoa*
- Filo: *Chordata*
- Subfilo: *Vertebrata*
- Clase: *Mammalia*
- Subclase: *Theria*
- Infraclase: *Placentalia*
- Orden: *Carnívora*
- Suborden: *Feliformia*
- Familia: *Felidae*
- Subfamilia: *Felinae*
- Género: *Leopardus*
- Especie: *Leopardus pardalis* (Clavijo & Ramirez, 2007)

4.1.3.2 Generalidades

Esta especie se distribuye a lo largo de Norte América, Centro América y Sur América, debido a su pelaje fue cazado furtivamente y puesto en peligro a mediados del siglo pasado (Clavijo & Ramirez, 2007). Su nombre común es ocelote o tigrillo (Linnaeus, Metropol, 1758) y es reconocido por su cuerpo esbelto, sus ojos pequeños y orejas redondas, su peso va desde los 8 a 18 kg y mide de 68 a 100 cm de longitud, su dimorfismo sexual está presente ya que los machos son de mayor tamaño que las hembras, su alimentación es de aves, pequeños mamíferos, reptiles, peces, moluscos y crustáceos. Su tiempo de gestación es de 70 a 85 días (Feline Worlds, 2014).

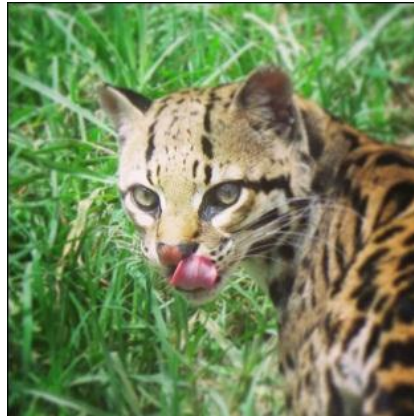


Figura 3 *Leopardus pardalis*
Fuente: (Zoológico Amaru, 2015)

4.1.4 *Leopardus tigrinus*

4.1.4.1 Taxonomía

- Dominio: *Eucarya*
- Reino: *Animalia*
- Subreino: *Eumetazoa*
- Filo: *Chordata*
- Subfilo: *Vertebrata*
- Clase: *Mammalia*

- Subclase: *Theria*
- Infraclase: *Placentalia*
- Orden: *Carnívora*
- Suborden: *Feliformia*
- Familia: *Felidae*
- Subfamilia: *Felinae*
- Género: *Leopardus*
- Especie: *Leopardus tigrinus* (Schreber, 1775)

4.1.4.2 Generalidades

Se les conoce como tigrillos u oncillas (Schreber, 1775) son felinos que se encuentran en América del Sur, su hábitat es exclusivamente forestal, su tamaño promedio va de 38 a 56 cm, su peso va de 1.5 a 3 kg. Los machos son más grandes que las hembras (Botero, Sánchez , & Arias, 2012), es nocturno, su alimentación se basa en roedores, comadrejas, lagartijas, pájaros, huevos y anfibios, su periodo de vida oscila entre los 11 años en libertad y 17 años en cautiverio y su gestación dura entre los 74 a 76 días (Soria, 2014).



Figura 4 *Leopardus tigrinus*
Fuente: (Zoológico Amaru, 2017)



4.1.5 *Leopardus wiedii*

4.1.5.1 Taxonomía

- Dominio: *Eucarya*
- Reino: *Animalia*
- Subreino: *Eumetazoa*
- Filo: *Chordata*
- Subfilo: *Vertebrata*
- Clase: *Mammalia*
- Subclase: *Theria*
- Infraclasse: *Placentalia*
- Orden: *Carnívora*
- Suborden: *Feliformia*
- Familia: *Felidae*
- Subfamilia: *Felinae*
- Género: *Leopardus*
- Especie: *Leopardus wiedii* (Aranda, 1998)

4.1.5.2 Generalidades

Es un felino de tamaño intermedio pesa alrededor de 3kg, sus ojos son extraordinariamente grandes resaltando su hábito nocturno, su color varia de amarillo pardo a marrón grisáceo (Romero, 2009), su longevidad es de 20 años de en vida libre y 24 años en cautiverio, su alimentación es de mamíferos pequeños o medianos, su tamaño es de 56 cm y las hembras tienen un tamaño similar al de los machos (Aranda, 1998), se le conoce también como “Margay”, “Tigrillo”, “Gato montés”, “Maracayá” y “Gato de Wied” (EcuRed, 2015).



Figura 5 *Leopardus wiedii*
Fuente: (Zoológico Amaru, 2015)

4.2 HELMINTOS

4.2.1 Parasitismo en felinos silvestres

Las parasitosis gastrointestinales son de impacto negativo en la salud de los animales silvestres, los daños que pueden existir van desde afecciones leves, daños graves e incluso la muerte. Todo esto depende de la localización de los parásitos, el grado de infestación y las condiciones de vida (Arrojo, 2002). Estudios realizados en varios países han podido demostrar que los felinos silvestres son hospedadores de varios endoparásitos, en los cuales se incluyen nemátodos, platelmintos y protozoos algunos de carácter zoonótico (Silva, 2010).

La parasitosis son seres vivos que viven en otros seres vivos, en donde se alimentan y viven. Se adquieren en alimentos, agua contaminada y vectores (Plus, 2016). Los helmintos no tienen un ancestro común ya que presentan cuatro *phylum* que no guardan relación unos con otros, estos son: *Platyhelminthes* (gusanos planos), *Acantocephala* (cabeza espinosa), *Nemátoda* (Gusanos redondos), *Annelida* (gusanos segmentados) (Guillen, Vidal , Aguirre, & Rodriguez , 2012).

4.3 NEMATELMINTOS

Este es uno de los *Phylum* más abundante en la naturaleza algunos son de vida libre y otros son organismos parásitos de plantas y animales vertebrados. Son gusanos de cuerpo cilíndrico (Barros, 2013). Los nemátodos pueden medir desde pocos milímetros hasta más de un metro, carecen de estructuras para engancharse al hospedador pero se mantienen dentro de ellos por medio de un mecanismo de contracción, realizan ciclos directos e indirectos, en su ciclo de vida se incluye la forma de huevos y cuatro estadios larvales. (Montoya & Restrepo, 2010).

4.3.1 *Strongyloides sp.*

Los *Strongyloides* son parásitos que tienen la capacidad de procrear generaciones de vermes los cuales pueden tener vida libre o convertirse en parásitos (Ramón, 2012). Se aloja en el intestino delgado en su estado adulto, mientras que, en la sangre, piel, pulmones y otros órganos se pueden encontrar estadios inmaduros transitorios. (Junquera, 2015) La morfología de estos parásitos es fina y en su extremo posterior es agudo, miden entre 500-600 micras en su fase de larva, mientras que el tamaño de los huevos va de 25-50 micras, estos huevos se encuentran en la submucosa del intestino delgado (Uribarren, 2015).



Figura 6 Huevo de *Strongyloides sp.*
Fuente: (Autores, 2017)



4.3.1.1 Ciclo evolutivo

Las larvas rabditoides de *Strongyloides* al ser eliminadas por heces sufren dos transformaciones para convertirse en larvas filariformes infectivas, que ingresan a través de la piel, luego por vía sanguínea llegan a pulmones donde mudan a larvas de estadio L4, las cuales van por la tráquea, laringe y faringe, aquí son deglutidas alcanzando el intestino delgado donde se transforma en hembra adulta y pone los huevos que eclosionan dando lugar a larvas filariformes (Estrella, 2015). Las larvas rabditoides nuevamente son desechadas en las excretas fecales. Si estas larvas caen en un suelo que tenga las condiciones adecuadas en cuanto a humedad y sombra puede darse el desarrollo de las larvas en parásitos adultos (Uribarren, 2015).

Existen un ciclo de vida denominado autoinfección en el que las larvas rhabditoides se transforman en larva filariforme en el intestino o márgenes del ano, penetrando la mucosa y repite el ciclo en el mismo hospedador, llegando a pulmones y posteriormente llega al aparato digestivo (Martinez, González, & et al, 2011)

4.3.1.2 Signos y síntomas.

En la mayoría de los casos el animal infectado no presenta síntomas clínicos visibles para los médicos, a menos que exista una alta carga parasitaria provocando diarrea (Barros, 2013). Las diarreas causadas por *Strongyloides* sp. puede ser ligera y pasar desapercibida, pero en animales inmunocomprometidos esta infección puede llegar a ser insidiosa e incluso fatal (Miró & et al, 1995). En algunos casos, se pueden observar inflamación de la piel, erupciones cutáneas, dermatitis, tos, bronconeumonía, diarrea o estreñimiento y muchas veces la presencia de sangre o moco en las excretas fecales. Cuando se da una infección masiva pulmonar por migración larvaria se pueden observar petequias y hemorragias (Estrella, 2015).



4.3.1.3 Diagnóstico

Para determinar el parásito se realiza la visualización directa mediante exámenes coprológicos seriados para buscar huevos y larvas rhabditoides de *Strongyloides* sp. (Martínez, González, & et al, 2011). La visualización se dificulta ya que depende del número de parásitos presentes (UCE, 2015).

4.3.1.4 Prevención y control

Los principales aspectos que previenen la infección por *Strongyloides* sp., es evitar el hacinamiento en criaderos, jaulas, tiendas de mascotas, y todo lo que implique el manejo de instalaciones (Barros, 2013). Un punto clave en la prevención radica en realizar rutinariamente exámenes coprológicos de los animales para determinar su estado sanitario, (Ramón, 2012). Otro punto clave es el tratamiento de las madres en la etapa de gestación previniendo así la contaminación de las crías (Barros, 2013).

4.3.2 *Ancylostoma tubaeforme*.

Los parásitos miden alrededor de 8 a 20 mm de largo, los machos son más cortos que las hembras, además de que las hembras terminan su cuerpo en punta y los machos poseen unos lóbulos que sirven para su reproducción (Databio, 2014) Los anquilostomas de *Ancylostoma tubaeforme* es la especie que afecta a felinos en edades tempranas. Este parásito consta de cabezas con ganchos que les sirve para adherirse a la pared del intestino delgado y se comienzan alimentar de tejido y succionar sangre (Youssefi, Hoseini, Zaheri, & Abouhosseini, 2010).



Figura 7 Huevo de *Ancylostoma tubaeforme*.

Fuente: (Autores, 2017)

4.3.2.1 Ciclo evolutivo

Las formas adultas del parásito viven en el intestino principalmente se alimenta de sangre (ESCCAP, 2013), los huevos son excretados en las heces, estos huevos no son infectivos inmediatamente, necesitan incubar y pasar por dos mudas hasta llegar al estado de larva infectante (Ramón, 2012). En condiciones adecuadas para el parásito las larvas alcanzan el desarrollo en 4 a 7 días. En el hospedador estas larvas entran a través de la dermis y viajan por los vasos linfáticos y venas para llegar a pulmones, pasan por los alveolos hasta llegar a la tráquea y aquí son ingeridos nuevamente hasta llegar al intestino para su maduración a los 18 meses, en el sitio de implantación pueden dejar úlceras (Iowa State University, 2005).

4.3.2.2 Signos y síntomas.

Los animales infestados por *Ancylostoma tubaeforme* presentan anemia y pérdida de la condición corporal, en algunos casos se ha observado desde diarrea simple hasta diarrea sanguinolenta, estos signos se presentan de forma aguda o crónica (ESCCAP, 2013) Los signos van a depender del número de parásitos con que el animal se encuentre, según estudios en gatos infectados experimentalmente con 1000 a 2000 larvas se observó pérdida de peso en comparación con los que recibieron de 100 a 500 larvas, incluso los animales que recibieron la mayor dosis murieron al cabo de 12 a 47 días. También se observó una caída de los niveles de hemoglobina (Bowman, Barr, Hendrix, & Lindsay, 2003).



Al realizar su migración a través de la piel ocasionan una dermatitis local con posibles erupciones (Escobedo, 2015)

4.3.2.3 Diagnóstico

El diagnóstico de la anquilostomiasis se realiza por exámenes coprológicos y por identificación de huevos, es recomendable tomar en cuenta también el hematocrito, con los signos clínicos y la condición corporal del animal (Alfaro, 2011) Muchas veces los huevos no son excretados por lo que es necesario repetir el muestreo para detectar la infección. Otra opción son ELISA y mediante cultivo de las heces fecales (Iowa State University, 2005).

4.3.2.4 Prevención y control

Un método de control es la desinfección del suelo o superficies inanimadas, la larva es eliminada con borato sódico, etanol al 70% por 10 minutos, una solución de Yodo de 50 o 60 ppm usándolo entre 15 a 30°C. Por otro lado, se pueden limpiar las zonas donde habiten animales con agua caliente sobre los 80°C. En lo que refiere al control mediante fármacos antiparasitarios, los más usados son el Albendazol, Mebendazol, Nitazoxanida y el Embonato de Pirantel (Databio, 2014). En áreas endémicas donde se han reportado casos de infección por *Ancylostoma sp.* se recomienda la desparasitación continua de animales especialmente los perros (Cazares, Juárez, & Mejía, 2014).

4.3.3 *Toxocara cati*

Es un parásito de forma cilíndrica, segmentada al llegar a la adultez es de color rosa, los machos miden de 4 a 6 cm, mientras que las hembras alcanzan de 6 a 10 cm (Databio, 2016).

Por lo general el tratamiento antihelmíntico se puede realizar una vez al mes ya que el periodo de prepatencia de la toxocara es alrededor de cuatro semanas (European Scientific Counsel Companion Animals Parasites, 2006).



Figura 8 Huevo de *Toxocara cati*.

Fuente: (Autores, 2017)

4.3.3.1 Ciclo evolutivo

Los gusanos adultos se encuentran en el intestino delgado y producen huevos que se excretan en las heces, al principio este huevo no es embrionado, este pasa a desarrollarse después de 15 a 19 días siempre y cuando exista un ambiente óptimo de temperatura y humedad en el medio ambiente suceden dos mudas hasta lograr que la larva llegue al tercer estadio (Iowa State University, 2005). El hospedador se infecta por consumo de los huevos o roedores infectados. Por lo general las larvas que siguen el recorrido de migración hígado-pulmones regresan nuevamente a estómago a través de la tráquea y su posterior ingestión (Bowman, Barr, Hendrix, & Lindsay, 2003).

4.3.3.2 Signos y síntomas.

Los cachorros de felinos se pueden infectar de su madre solo a través de la leche materna (Iowa State University, 2005). En la mayoría de casos los hospedadores desarrollan una forma subclínica, mientras que en casos con alta carga parasitaria aparecen signos clínicos muy evidentes de la infección, el felino puede mostrar el



abdomen abultado, el médico en ocasiones podría palpar las asas intestinales engrosadas, obstrucciones, vómito, anorexia y mal estado en general de la condición corporal (ESCCAP, 2013).

En una investigación un gato infestado de *Toxocara cati* reveló una úlcera gástrica y una perforación en la pared intestinal, aunque es difícil determinar si estos parásitos fueron responsables de estas lesiones (AAVP, 2014).

4.3.3.3 Diagnóstico

El diagnóstico se basa en varias pruebas de laboratorio como la visualización directa a través de exámenes coprológicos, si el análisis es negativo no se descarta la posibilidad de que el paciente está pasando por el periodo de prepatencia, por lo que se recomienda repetir la prueba (Ramón, 2012). El diagnóstico de larva migrans visceral se basa en el test de ELISA. En los casos de larva migrans ocular se realizan diagnósticos oftalmológicos, Incluso se podrían realizar pruebas imagenológicas, las cuales permiten identificar lesiones ovales localizadas en el hígado (Uribarren, 2015).

4.3.3.4 Prevención y control

Un control general de la transmisión de *Toxocara cati* se basa en que los animales deben ser tratados con un plan de desparasitación, lo que impide la excreción de huevos y su posterior transmisión a animales sanos. La limpieza de las instalaciones ayuda a reducir significativamente los casos positivos. En lo posible se debe restringir el acceso de perros y gatos callejeros a instalaciones donde permanezcan animales susceptibles (Iowa State University, 2005). La desinfección de las zonas de permanencia de animales se puede utilizar etanol al 70%, yodo en distintas concentraciones e hipoclorito sódico al 2% (Databio, 2014).

4.3.4 *Toxocara leonina*

Toxocara leonina es un áscarí que se encuentra en todo el mundo los cuales se pueden localizar en el intestino delgado de cánidos y en félidos, domésticos y de vida silvestre. La transmisión ocurre cuando el huésped definitivo se come el roedor infectado con este parásito. (Sheng, y otros, 2012). Este parásito tiene preferencia por los climas fríos, en estado adulto *Toxocara leonina* alcanza el tamaño de 10 cm de largo (Rus, 2014).



Figura 9 Huevo de *Toxocara leonina*.
Fuente: (Autores, 2017)

4.3.4.1 Ciclo evolutivo

Toxocara leonina tiene un periodo de prepatencia de 8 a 11 semanas, habita en el intestino delgado, excreta huevos no embrionados a través de las heces y tiene ciclo biológico corto, necesita una semana para llegar a su fase adulta infectante mientras que otras especies de *Toxocara* necesitan de cuatro semanas (Ramón, 2012). Para poder completar el ciclo biológico este parásito necesita un hospedador intermediario como un roedor, los huevos eclosionan en su tracto digestivo y viaja a la mucosa intestinal, donde pasa por mudas hasta llegar nuevamente a la luz del intestino a terminar su desarrollo. Estas larvas llegan a los tejidos y forman quistes musculares haciendo que los hospedadores finales se contagien cuando ingieren el roedor infectado (Rus, 2014).



4.3.4.2 Signos y síntomas.

La infección muchas de las veces no se ve reflejada en síntomas clínicos por lo que se recomienda exámenes coprológicos rutinarios para su diagnóstico (ESCCAP, 2013). Los felinos con alta carga parasitaria muestran síntomas como apatía, inapetencia, pelo hirsuto, vómitos, debilidad y pérdida de peso. Muchas veces las crías pueden presentar el abdomen abultado. El vómito y las heces pueden contener larvas de parásitos (Junquera, 2015). En adultos los síntomas son enteritis leve y obstrucciones a nivel intestinal (Ramón, 2012).

4.3.4.3 Prevención y control

Las madres en periodo gestación y lactancia deben ser desparasitadas, con el fin de neutralizar la transmisión a las crías. Se ha demostrado que el uso de febendazole elimina el 99% de larvas de *Toxocara leonina*. (Ramón, 2012). Para el control de estos parásitos se deben hacer limpiezas de instalaciones mediante desinfectantes como el etanol al 70%, distintas concentraciones de yodo, también mediante inactivación física por temperaturas inferiores a 15° C, desecación y luz solar directa (Databio, 2016)

4.3.5 *Trichuris sp.*

Esta especie de parásito está localizada en la región del ciego y colon de gatos. El macho mide 21,5 mm de largo, mientras que la hembra puede alcanzar de 17 a 35 mm de longitud (Quiroz, 1999). Presenta morfología de látigo, este parásito está libre y se moviliza en el lumen intestinal, su extremo anterior filariforme le permite adherirse a la mucosa intestinal, causando enteritis hemorrágica (Ramón, 2012).



Figura 10 Huevo de *Trichuris sp.*
Fuente: (Autores, 2017)

4.3.5.1 Ciclo evolutivo

El ciclo de vida de *Trichuris sp.* es directo por lo que madura en un solo huésped, los huevos en el medio ambiente pueden sobrevivir por varios años, la infección es causada por ingestión de los huevos embrionados, los cuales mudan y eclosionan en el tercer estado larvario para luego entrar en la mucosa del intestino delgado, durante siete a diez días para desarrollarse, estos parásitos regresan a la luz intestinal y viajan hasta el ciego donde establecen su estado adulto (Iowa State University, 2005). El periodo prepatente dura pocas semanas (Jubb, 1985).

4.3.5.2 Signos y síntomas.

Los animales adultos no presentan inmunidad ante la infestación de *Trichuris sp.* por lo que están propensos a sufrirla nuevamente (Ramón, 2012). La mayoría de los casos son asintomáticos, pueden desarrollar diarrea mucoide a hemorrágica, pérdida de condición corporal, anemia (Iowa State University, 2005). Si la infección es severa, los signos clínicos pueden ir acompañados de eosinofilia y niveles de hipoproteinemia, raramente se presenta anomalías del equilibrio de electrolitos séricos como hiponatremia e hipercalcemia (Washabau & Day, 2012).



4.3.5.3 Diagnóstico

Para llegar al diagnóstico de la enfermedad se debe tomar en cuentas los aspectos clínicos y de laboratorio, ya que en infestaciones leves y moderadas es complicado dar un diagnóstico basándose solamente en los signos clínicos (Carrada, 2004) Se debe realizar un examen de heces de los animales sospechosos, mediante el método de flotación e identificar huevos de *Trichuris* sp., en caso de no encontrar los huevos realizar de una a dos pruebas confirmatorias (Ramón, 2012). Muchas veces la sangre que se encuentra en las heces es un indicativo de la infección por *Trichuris* sp. aunque no es un signo patognomónico (World heritage Encyclopedia, 2002).

4.3.5.4 Prevención y control

Se debe limpiar regularmente los hábitats de los animales y restringir el acceso de animales callejeros que maximizan el riesgo de transmisión (Ramón, 2012). En lo posible se recomienda que el piso de las instalaciones sea de concreto, para facilitar la desinfección mediante el uso de desinfectantes como el hipoclorito de sodio e incluso usar en lanzallamas (ESCCAP, 2013). En lo posible se debe eliminar zonas húmedas para controlar la contaminación ya que los huevos de *Trichuris* sp. alcanzan a sobrevivir por largos periodos de tiempo en zonas húmedas y con sombra (Iowa State University, 2005). Para el control de parásitos se requiere seguir un plan de desparasitación con antihelmínticos adecuados y específicos (ESCCAP, 2013).



4.4 PLATELMINTOS.

Los platelmintos viven en agua salada o dulce y en hábitats húmedos, son conocidos como gusanos planos (Gil Recio, 2016),

4.4.1 *Dipylidium caninum*

El *Dipylidium caninum* es un céstodo de distribución mundial encontrado frecuentemente en el perro o gato doméstico, es una enfermedad zoonótica (Gallego, 2006). Morfológicamente puede alcanzar 50 cm de longitud por 2 o 3 mm de ancho, su escólex tiene cuatro ganchos para adherirse a la mucosa intestinal (Ayala, Domenech, Rodriguez, & Urquiaga, 2012).

4.4.1.1 Ciclo evolutivo

Los huéspedes definitivos se contaminan cuando los perros o gatos ingieren pulgas o piojos infestados, los parásitos adultos maduran a las cuatro semanas, los proglótidos grávidos migran hacia el ano y son eliminados en las heces (Uribarren, 2016). *Ctenocephalides canis*, *C. felis*, *Pulex irritans* y *Thichodectos canis* son hospedadores intermediarios, estos se infestan cuando ingieren heces de perros con estadios larvarios del parásito (Quiroz, 1999).

4.4.1.2 Signos y síntomas

La infección es asintomática en la mayoría de casos solo cuando el número de tenias adultas es elevado produce daño a los hospedadores (Chávez, 2015). Los signos clínicos no suelen ser específicos a menudo en mascotas o en humanos se presentan de forma clínica con diarrea o estreñimiento, anorexia, pérdida de peso, dolor epigástrico, inquietud y picazón en la zona anal (Junquera, 2012).

4.4.1.3 Diagnóstico

Se lleva a cabo cuando se identifican los proglotis en la región perianal, heces o en el suelo (Andrango & Morales, 2013), los huevos se desintegran rápidamente, pero pueden encontrarse en heces fecales. El diagnóstico se puede realizar identificando los huevos del cestodo mediante exámenes coprológicos (Uribarren, 2015).

4.4.1.4 Prevención y control

La mejor forma de prevenir esta enfermedad es el control de pulgas y piojos ya que son vectores y hospedadores intermediarios de *Dipylidium caninum* (Barros, 2013), para esto podemos usar productos que contienen Fipronilo, Imidacopril y Selamectina (Ramón, 2012).

4.4.2 *Spirometra mansonoides*

Este parásito se encuentra localizado en el intestino delgado de los felinos, cada una de las proglótides tiene un útero en forma de espiral localizado al centro, el cual expulsa huevos del parásito (Barros, 2013), en cuanto a la morfología tiene un escólex de forma bolacea, los orificios del cirro y de la vagina terminan en un seno común (Fernández, 2017).

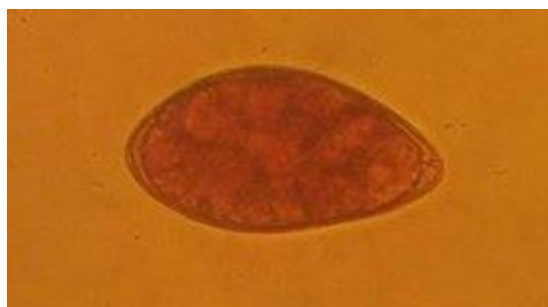


Figura 11 Huevo de *Spirometra mansonoides*.
Fuente: (Autores, 2017)

4.4.2.1 Ciclo evolutivo

El ciclo evolutivo comienza cuando los huevos eclosionan por la exposición a la luz solar directa. En el agua dulce, el coracidio ciliado emerge del huevo (Parasitologist, 2014) y es comido por el primer huésped intermediario, que es un crustáceo del género *Cyclops* donde se desarrolla la larva procercoide en su interior (Valerio , Rodriguez, & Chinchilla, 2004). Cuando un vertebrado que no sea un pez ingiere el crustáceo infectado, el procercoide migra a los músculos o al tejido conectivo y se desarrolla en la etapa plerocercioide (Tapeworm, 2017). La larva definitiva se aloja generalmente en el tejido subcutáneo, pero se la puede encontrar en otros sitios como fascias, pared abdominal, pared torácica, miembros inferiores, sistema nervioso, vías urinarias y en el escroto (Barros, 2013).

4.4.2.2 Signos y síntomas

La mayoría de veces es asintomática (Tapeworm, 2017), pero de haber síntomas o signos, se pueden ver manifestaciones subcutáneas como masas palpables que pueden estar fijas o migratorias, la mayoría son indoloras, enrojecidas y pueden presentar o no prurito, eosinofilia y leucocitosis (Village, 2015). La sintomatología depende del lugar donde estén alojadas las larvas aunque la manifestación más severa se presenta en la esparganosis cerebral la cual es acompañada por dolor de cabeza, vómito, depresión pérdida de peso, anorexia, fiebre y calambres (Valerio , Rodriguez, & Chinchilla, 2004).

4.4.2.3 Diagnóstico.

El diagnóstico puede hacerse por visualización de huevos mediante exámenes coprológicos, por medio de una biopsia, tomografía y resonancia magnética (Baquerizo, 2016).

En cuanto a los estudios serológicos una prueba de tamizaje puede ser de gran ayuda aunque puede existir una reacción cruzada con cisticercosis y paragonimiosis (Valerio , Rodriguez, & Chinchilla, 2004).

4.4.2.4 Prevención y control.

Debido a que ranas, serpientes, roedores pueden están infectados debemos evitar en todo momento que los animales ingieran este tipo de animales (American Association of Veterinary Parasitologists , 2014), en cuanto a fármacos podemos usar Febendazole (Quiroz, 1999)

4.4.3 *Taenia* sp.

La *Taenia* es un céstodo en forma de cinta, infestaciones por este parásito se encuentran a nivel mundial, puede parasitar muchas especies entre ellos tenemos perros, gatos, ganado y numerosos vertebrados silvestres (Junquera, 2015). En cuanto a su morfología los parásitos adultos miden hasta 60 cm de longitud su cabeza esta provista de ganchos y ventosas para fijarse en la pared intestinal de sus hospedadores y su escólex tiene una doble cadena de ganchos con cuatro ventosas (Barros, 2013).



Figura 12 Huevo de *Taenia* sp.
Fuente: (Autores, 2017)



4.4.3.1 Ciclo evolutivo

Los huevos salen en las heces ya sea en el proglótide grávido o libres por el rompimiento de éste, los huevos son infectivos luego de ser expulsados en las heces (Gallego, 2006). Cuando son ingeridos por cerdos, ganado vacuno estos actúan como hospederos intermediarios (Higueta, 2016), cuando el huésped definitivo es infectado el embrión de la tenia invade la pared intestinal y puede alcanzar el torrente sanguíneo (Pinheiro, 2017).

4.4.3.2 Signos y síntomas

La mayoría de veces la infección por *Taenia sp.* suele ser asintomática, todo depende de la carga parasitaria (American Association of Veterinary Parasitologists, 2014), en cuanto a síntomas que se pueden encontrar son dolor abdominal, náuseas, diarrea y estreñimiento (OMS, 2017).

4.4.3.3 Diagnóstico

El diagnóstico se puede realizar al encontrar segmentos o proglótides en las heces de los animales, o por medio de exámenes coprológicos para identificación de huevos (Meza, 2002)

4.4.3.4 Prevención y control.

La teniasis es una enfermedad zoonótica (OMS, 2017). Para prevenir, contralar y eventualmente eliminar esta parasitosis debemos tener un estricto control en cuanto al estado sanitario de los cerdos y manejo de sus excretas, (Garcia, Gonzales, & Gilman, 2003).

4.4.4 *Mesocetoides sp.*

Estos parásitos se encuentran en el intestino de perros, gatos y otros carnívoros silvestres. Carece de róstelos y ganchos, pero está armado con ventosas de forma oval. Estos parásitos miden de 30 a 250 cm de largo y 3 mm de ancho. Los proglótides maduros tienen dos órganos genitales localizados en la cara ventral de la línea media. Los huevos son de forma ovalada y miden de 40 a 60 micras (Quiroz, 1999).



Figura 13 Huevo de *Mesocetoides sp.*
Fuente: (Autores, 2017)

4.4.4.1 Ciclo evolutivo

Los huéspedes definitivos son caninos, felinos y mustélidos que excretan los huevos por las heces, los cuales son ingeridos por el primer huésped intermediario que es un artrópodo del género *Oribatidae* en este se desarrolla el cisticercoides (Gonzales , Díaz, & Nuñez, 1996). Cuando el primer huésped intermediario es ingerido por un segundo huésped intermediario la larva de la segunda etapa se desarrolla en una larva infecciosa de tercera etapa llamada tetratiridio (Muñoz & Olmos, 2008). Esta forma de larva se multiplica asexualmente. Cuando el segundo huésped intermediario es comido por un carnívoro, el tetratiridio se digiere. El protoscolex se adhiere a la pared del intestino delgado y los gusanos comienzan a formar proglótides grávidos que contienen los huevos (Tapeworm, 1988).



4.4.4.2 Signos y síntomas

Las infecciones con *Mesocestoides sp.* en su forma intestinal cruza de forma asintomática y poco grave, salvo en el caso de que existan invasiones masivas (Salazar, Garcia , & Rodriguez, 2014), donde se puede presentar peritonitis parasitaria, ascitis, anorexia, depresión, convulsiones, vómito (Perez, 2016), diarrea, heces con moco y puede existir granulomas y quistes (Acha, 2018).

4.4.4.3 Diagnóstico

Debido a que las manifestaciones clínicas son inconstantes y en general poco específicas el diagnóstico se realiza a través de visualización directa de los proglótides en las heces (Quiroz, 1999), con exámenes coprológicos y serológicos (Acha, 2018).

4.4.4.4 Prevención y control.

Para el control de céstodos se recomienda establecer un tratamiento químico para la desinfección de instalaciones y farmacológico como el Praziquantel y Febendazol (Altreuther, 2009). Prevenir la ingesta de animales infectados evita que los animales se parasiten (Quiroz, 1999).

4.5 PROTOZOOS

El término *protozoo* significa “primer animal”, los protozoos son estructuras unicelulares que habitan en el agua y en el suelo, existen alrededor de 20.000 especies de protozoos (Tortora, Funke, & Case, 2007), poseen vida libre, aunque algunas parasitan hospedadores, su reproducción puede ser sexual y asexual. (Martínez, 2016)

4.5.1 *Cystoisospora felis*

Es un parásito microscópico que infesta los intestinos de gatos, se caracterizan por formar ooquistes los cuales son de forma ovalada, doble pared delgada y lisa (Quiroz, 1999). Los ooquistes tienen una medida de 38 a 51 μm por 27 a 39 μm , cuando se encuentra en la etapa de esporulación presentan dos esporoquistes que a su vez contienen dos esporozoitos (AAVP, 2014)



Figura 14 Huevo de *Cystoisospora felis*.
Fuente: (Penn Veterinary Medicine, 2012)

4.5.1.1 Ciclo evolutivo

Los ooquistes son expulsados en las heces de los gatos, para que estas sean infectivas se necesita un periodo de tres días en el medio ambiente, luego evoluciona a etapa esporulativa, en cada ooquiste se encuentran dos esporocistos los cuales contiene cuatro esporozoitos (Penn Veterinary Medicine, 2012).



La infección se da al ingerir ooquistes esporulados o un ratón infectado con ooquistes, la multiplicación tiene lugar en las células de la mucosa intestinal donde se enquistan y después de un periodo de seis a diez días se liberan en heces donde completan su desarrollo hasta llegar a un estado infectante (ESCCAP, 2013).

4.5.1.2 Signos y síntomas

La *Cystoisospora felis* tiene reproducción asexual y sexual las cuales producen daño de células de la mucosa intestinal en yeyuno e íleon ocasionando varios síntomas clínicos como anorexia leve o moderada, en consecuencia el animal comienza a evacuar heces de consistencia blandas a totalmente acuosas (Perez, Petteta, & al, 2009), se manifiesta también la deshidratación, pérdida de peso, vómitos, anemia y en casos severos concluye con la muerte del animal (Veterinary Medical Clinic, 2016).

4.5.1.3 Diagnóstico

Se pueden observar los ooquistes mediante exámenes coproparásitarios (Veterinary Medical Clinic, 2016). Se puede realizar otras técnicas de diagnóstico a nivel de laboratorio como biopsias, citologías y serología, pero si se decide por un método no invasivo como el copoparasitario se debe realizar muestras múltiples ya que el número de oocistos varía (Klassen, Neafie, & al, 2011).

4.5.1.4 Prevención y control.

Dado a que este tipo de parásito es de distribución mundial su erradicación es imposible, pero el riesgo de infección puede disminuir si se toman medidas sanitarias como la limpieza y desinfección diaria de las áreas donde se encuentran los animales (ESCCAP, 2013). En caso de animales que vivan en hacinamiento o contacto con otros animales se recomienda realizar un tratamiento preventivo con medicamentos (Ramires, 2011).

4.5.2 *Entamoeba histolytica*

Es un protozoo patógeno que se encuentra en el intestino, se presentan de dos formas, la primera es un estado invasivo vegetativo ameboide y la segunda forma es de resistencia e infectante llamada quiste (Uribarren, 2017). Los quistes son de forma esférica u oval, miden de 10 a 15 μm , se dividen por mitosis sucesivas por lo que al alcanzar la madurez tienen cuatro núcleos (INSHT, 2015).

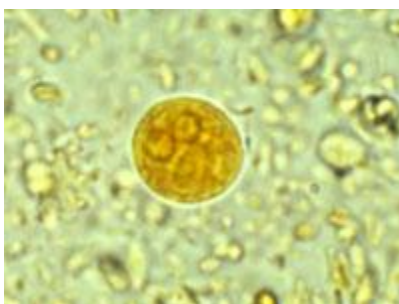


Figura 15 Huevo de *Entamoeba histolytica*.
Fuente: (Uribarren, 2017)

4.5.2.1 Ciclo evolutivo

El ciclo de vida de *Entamoeba histolytica* inicia una vez que el hospedador ingiere alimentos o bebidas contaminadas, las cuales contienen quistes de este protozoario que son capaces de resistir el pH gástrico (Olivos, Saavedra, Nequiz, & Perez, 2011). Cuando el quiste es ingerido, cambia a trofozoíto al llegar a los intestinos, cuando llegan al colon, los trofozoítos se adhieren a la pared para colonizarla (Pinheiro, 2017). En algunos casos los trofozoitos invaden la mucosa intestinal, a través de la circulación sanguínea llegan a tener presencia extra intestinal en hígado, el cerebro, y los pulmones con manifestaciones patológicas (CDC, 2009).



4.5.2.2 Signos y síntomas

Muchas de las veces la amebiasis puede no presentar síntomas clínicos, mientras otros casos el hospedador desarrolla disentería o enfermedad extra intestinal (Ximenez, Moran, Ramos, & Ramiro, 2007). Además se puede encontrar abscesos hepáticos, enfermedad pleuropulmonar, peritonitis, pericarditis y abscesos cerebrales (Dhawan, 2017).

4.5.2.3 Diagnóstico

Se pueden usar pruebas de sangre, biopsias de colon, exámenes de heces, extracción de líquido cefalorraquídeo y resonancia magnética (ZSP, 2016).

4.5.2.4 Prevención y control

Las medidas de control están encaminadas en el saneamiento ambiental e individual de cada animal (Inojosa, 2000). Pombar, (2017) recomienda ponerlos en cuarentena y hacer un tratamiento farmacológico a los pacientes infectados.



5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 MATERIALES Y EQUIPOS

5.1.1 Materiales de campo

5.1.1.1 Físicos

- Overol
- Botas
- Guantes de inspección
- Fundas ziploc
- Cooler
- Esferos
- Marcadores indelebles
- Hojas de campo

5.1.1.2 Biológicos

Heces de cinco especies de felinos: *Panthera leo*, *Puma concolor*, *Leopardus Pardalis*, *Leopardus tigrinus*, *Leopardus wiedii*.

5.1.2 Materiales de laboratorio

5.1.2.1 Físicos

- Mandil
- Guantes de inspección
- Mascarilla
- Microscopio
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Vaso de precipitación de 100ml
- Vasos de plástico de 3oz
- Vasos de plástico de 1oz
- Coladores



- Pipetas
- Hojas de registro
- Esferos
- Marcadores
- Papel secante
- Paletas
- Palillos

5.1.2.2 Químicos

- Lugol
- Agua destilada
- Solución salina saturada
- Detergente
- Alcohol

5.1.3 Materiales de oficina

5.1.3.1 Físico

- Computadoras
- Cd's
- Impresora
- Memoria USB
- Cámara
- Papel bond A4

5.2 MÉTODOS

5.2.1 Ubicación y división política

Esta investigación se realizó en tres unidades de manejo de vida silvestres de la provincia del Azuay, “Bioparque Amaru”, “Yurak Allpa” y “Corasari”.

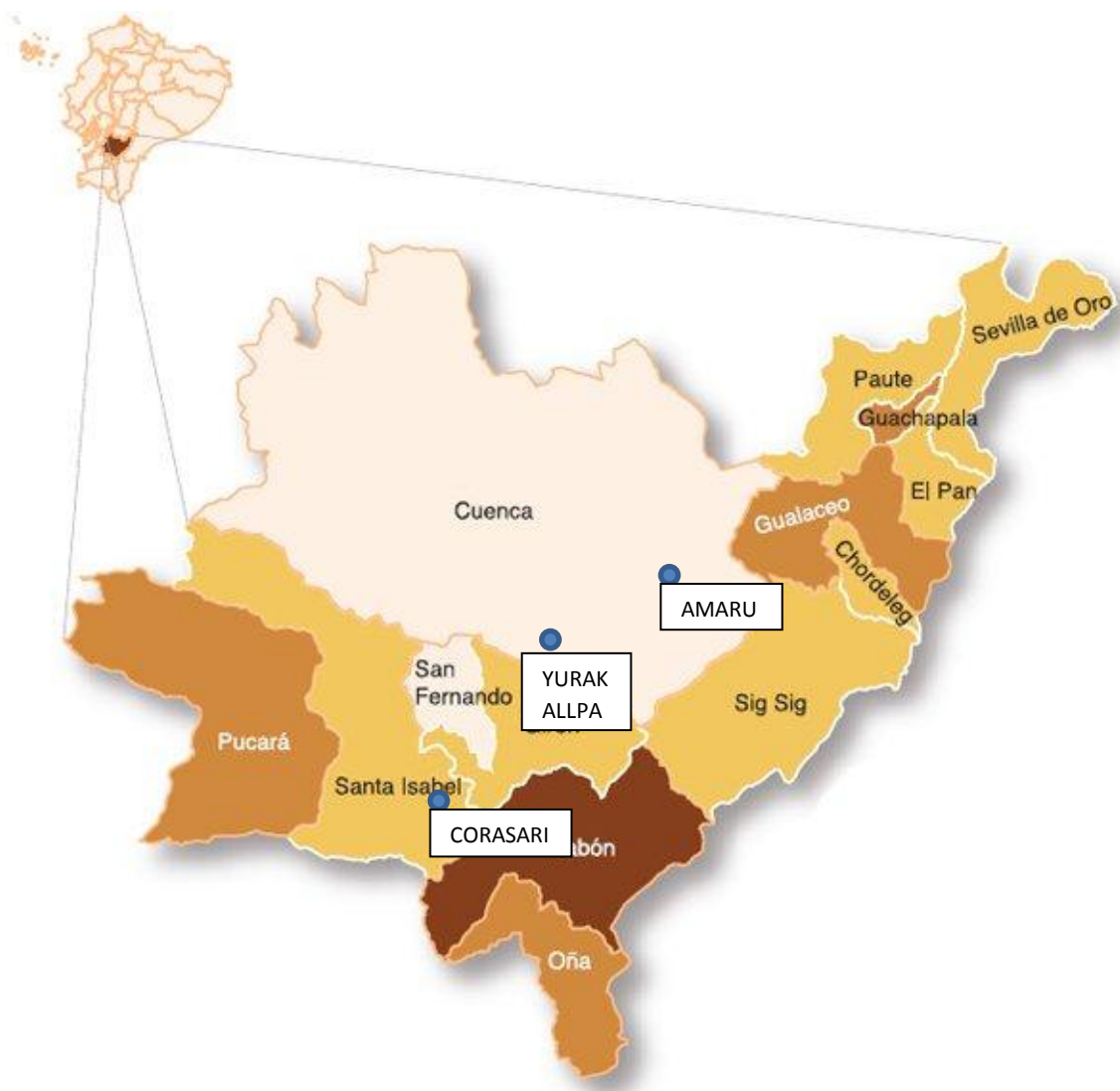


Figura 16 Mapa de la provincia del Azuay.

Fuente: (Mis imagenes educativas, 2012)



Provincia del Azuay

Localizada al sur del Ecuador, su superficie es de 7.701 km² y tiene una población de 506.090 habitantes distribuidos en diferentes cantones como: Cuenca, Girón, Gualaceo, Nabón, Paute, Pucará, San Fernando, Santa Isabel, Sígsig, Oña, Chordeleg, El Pan, Sevilla de Oro y Guachapala. Limita al Norte con Cañar, al Sur con Loja, al Este con Morona Santiago y Zamora Chinchipe y al Oeste con el Guayas y El Oro. En cuanto al clima se define por zonas de páramo localizadas en las altas mesetas y por clima mesotérmico húmedo y semihúmedo en el resto de la provincia. La temperatura promedio oscila entre los 12°C y 20°C. (Provincia del Azuay, 2008).

Los sitios de estudio corresponden a los Zoológicos ubicados de la siguiente manera:

Amaru

En el kilómetro 6.3 de la vía Cuenca - Azogues en el sector de Rayoloma. Coordenadas 2°53'38.4"S 78°57'24.3"W (Google Maps, 2017).

Yurak Allpa

En la vía a Turi-Tarqui en el sector de Tañiloma. Coordenadas 2°57'25.7" S 79°02'55.8"W (Google Maps, 2017).

Corasari

En Yunguilla en el kilómetro 56 de la vía Cuenca – Machala. Coordenadas 3°16'00.7" S 79°16'02.0"W (Google Maps, 2017).



5.2.2 Población en estudio

5.2.2.1 Población

Se trabajó con cinco especies de félidos silvestres: veinte y tres ejemplares de *Panthera leo*, seis ejemplares de *Puma concolor*, once ejemplares de *Leopardus Pardalis*, dos ejemplares de *Leopardus tigrinus*, dos ejemplares de *Leopardus wiedii*.

5.2.2.2 Muestra

Se recolectaron un total de 88 muestras de heces las mismas que fueron analizadas en el laboratorio de la Universidad de Cuenca Facultad de Ciencias Agropecuarias.

5.2.2.3 Muestreo

En cada uno de los centros de manejo de vida silvestres de la provincia del Azuay, se realizó la recolección de muestras fecales de cinco especies de felinos silvestres, las muestras fueron tomadas a poco tiempo de su excreción y directamente del suelo, esto permitió la evaluación de 44 félidos con una repetición seriada a los 15 días, la distribución de los animales esta detallada en la tabla 1.



Tabla 1. Número de felinos silvestres que participan en el estudio.

Centro de rescate	<i>Panthera leo</i>	<i>Puma concolor</i>	<i>Leopardus pardalis</i>	<i>Leopardus tigrinus</i>	<i>Leopardus wiedii</i>	TOTAL
Rayoloma "AMARU"	8	4	4	2	1	19
Tarqui "YURAK ALLPA"	0	0	1	0	1	2
Sta. Isabel "Corasari"	15	2	6	0	0	23
TOTAL						44

Fuente: (Autores, 2017)

5.2.2.4 Criterios de inclusión

- Como criterio de inclusión se consideró que los felinos no hayan sido desparasitados por lo menos en los últimos tres meses.
- Que las muestras de heces estaban frescas y bien preservadas.

5.2.2.5 Criterios de exclusión

- Felinos desparasitados en los últimos tres meses.
- Imposible manejo de los animales.



5.2.2.6 Variables dependientes

Variable de prevalencia:

- **Variable de porcentaje individual de los parásitos gastrointestinales.**

Para determinar la frecuencia parasitaria de los animales en estudio se realizó dos muestreos de todos los felinos silvestres en cautiverio a nivel de la provincia del Azuay.

- **Grado de infestación individual de los parásitos gastrointestinales.**

Según la presencia o no y la carga parasitaria se definieron como: no parasitados, leve, moderado, grave, muy grave.

5.2.2.7 Variables independientes

- **Especie de felino:** Las especies que se estudiaron son: *Panthera leo*, *Puma concolor*, *Leopardus tigrinus*, *Leopardus pardalis*, *Leopardus wiedii*.
- **Sexo del felino:** Determinar si el sexo influye o tiene relación con la frecuencia de parásitos.

5.3 METODOLOGÍA

5.3.1 Examen clínico

Este examen se realizó con el fin de tener un enfoque preliminar de cada paciente, para determinar la condición general del animal y revisar anomalías menores y sistemas que pueden estar involucrados en procesos de enfermedad y malestares. Se realizó un examen físico general, anamnesis, ficha del paciente y exámenes complementarios (León, 2014).



Figura 17 Evaluación Visual

Fuente: (Autores, 2017)



Figura 18 Evaluación Física
Fuente: (Autores, 2017)

5.3.2 Métodos de Manejo

Para el trabajo en campo se realizó varios métodos de manejo, como distractores y algunos ejercicios de enriquecimiento para aislar los animales y obtener las muestras de heces más frescas.

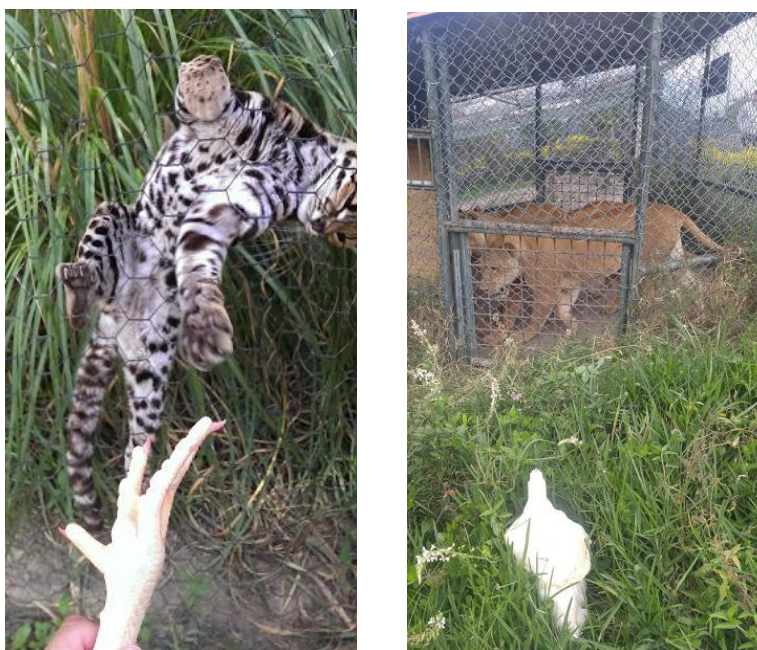


Figura 19 Distractores para aislamiento.
Fuente: (Autores, 2017)

5.3.3 Toma de muestra

Para la toma de muestras se hizo una limpieza minuciosa de las instalaciones en donde se aisló los animales, las muestras de heces se recolectaron directamente del suelo y solo se tomaron heces frescas de cada animal repitiendo este proceso de muestreo a los 15 días.



Figura 20 Limpieza de cubiles de manejo.
Fuente: (Autores, 2017)



Figura 21 Aislamiento de *Panthera leo* en cubiles de manejo.
Fuente: (Autores, 2017)

Para la toma de muestras se usó guantes de inspección, se colocaron las muestras en fundas herméticas vaciando todo el aire con el fin de evitar que los huevos eclosionaran. Luego de esto se identificó la muestra con el nombre del establecimiento, fecha, especie, nombre común y nombre científico y se los trasladó al laboratorio en un cooler con hielo seco (Aranda , Serrano, & Tantalean, 2013).

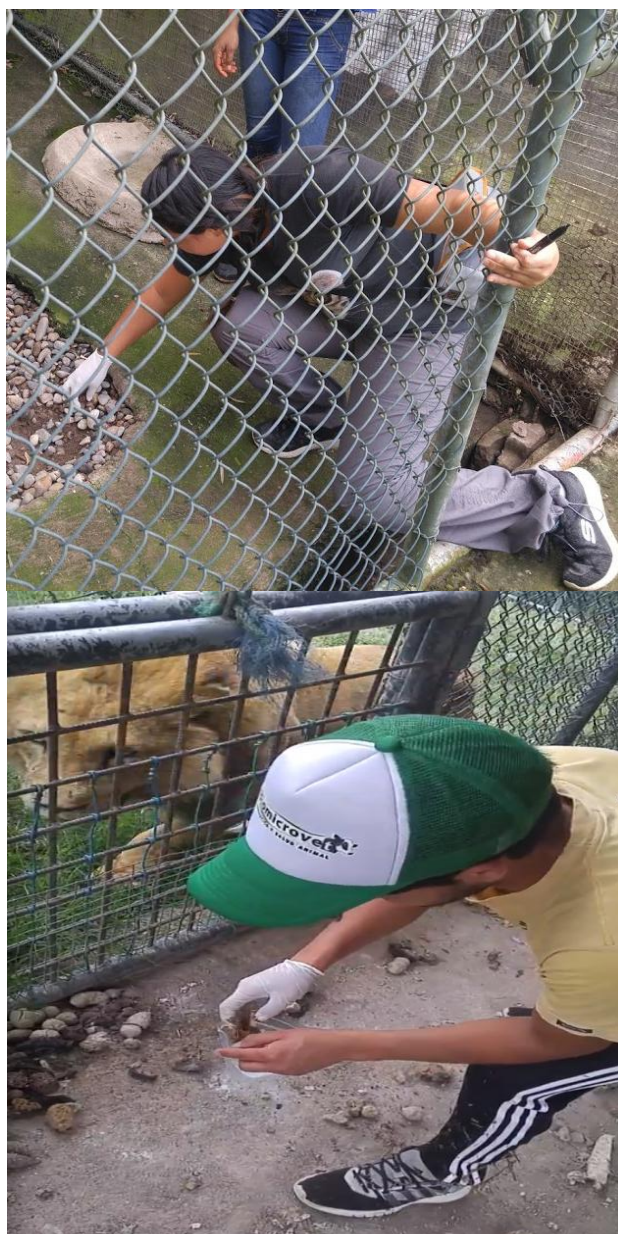


Figura 22 Toma de muestras.
Fuente: (Autores, 2017)

5.3.4 Pruebas de laboratorio

Las muestras fueron recibidas en el laboratorio de la Facultad de Agropecuarias de la Universidad de Cuenca.



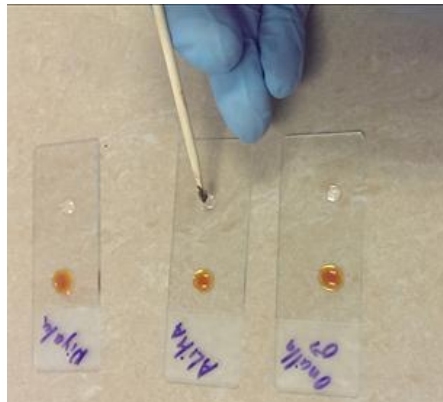
Figura 23 Recepción de muestras.
Fuente: (Autores, 2017)

Fueron analizadas 44 muestras con una repetición a los 15 días mediante los siguientes métodos:

5.3.4.1 Método en fresco con Lugol

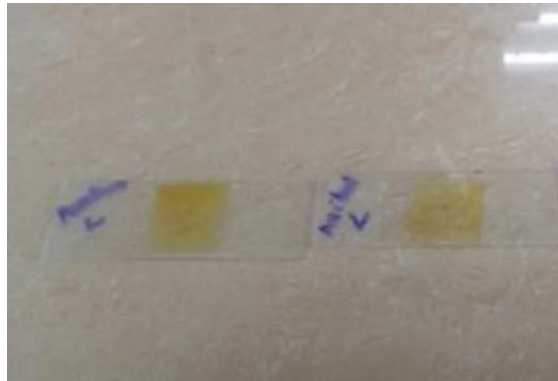
Procedimiento:

1. En un portaobjetos se colocó una gota de solución salina isotónica en un extremo y en el otro extremo se colocó una gota de Lugol.
2. Con la punta del aplicador se tomó una pequeña muestra de aproximadamente de 1 a 4 mg de haces, en muestras con moco y sangre se eligió esta parte para estudiar.



Fuente: (Autores, 2017)

3. Se mezcló procurando hacer una suspensión en preparación delgada y quitar de la suspensión fibras y otros fragmentos grandes.
4. Se colocó el cubreobjetos procurando no dejar burbujas.



Fuente: (Autores, 2017)

5. Se examinó al microscopio en forma sistemática, a seco débil (10 x) y a seco fuerte (40x). (Bowman D. , 2011).

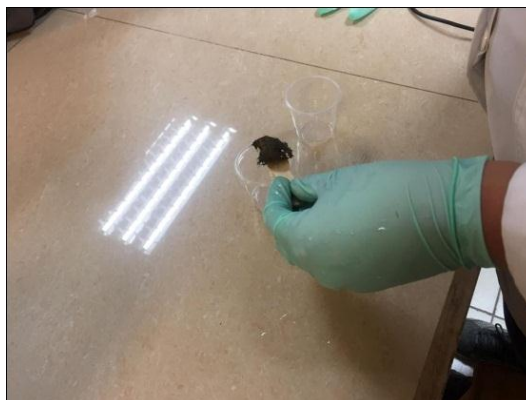


Fuente: (Autores, 2017)

5.3.4.2 Método de flotación con solución salina saturada

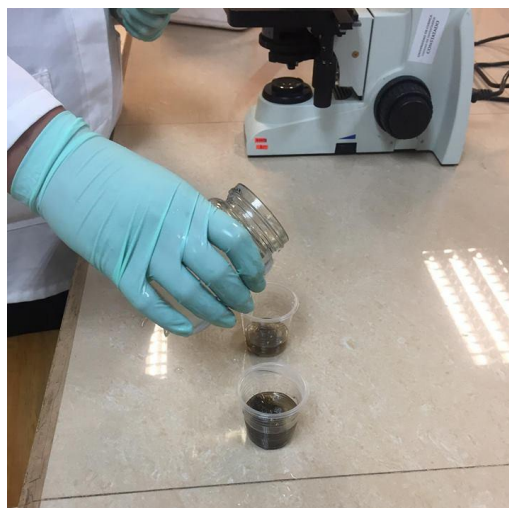
Procedimiento:

1. Sé colocó 2 a 5 gramos del contenido de la muestra en un vaso de plástico para homogenizar



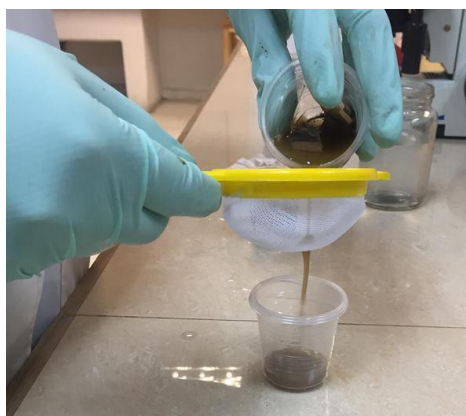
Fuente: (Autores, 2017)

2. Se adicionó solución salina saturada en el vaso y con la ayuda de una paleta y se homogenizó el contenido.



Fuente: (Autores, 2017)

3. Se trasladó el contenido disuelto a otro vaso pasándolo por un colador y hasta que se llenó hasta el borde y retiramos las burbujas.



Fuente: (Autores, 2017)

4. Se colocó un cubreobjetos y se dejó reposar por 15-30 minutos.



Fuente: (Autores, 2017)

5. Luego de los 15-30 minutos se procedió a retirar los cubreobjetos con un palillo y se colocó en un portaobjetos.
6. Finalmente se procedió a observar en el microscopio con el objetivo de 10x para visualización y 40 x para identificación (Sixtos, 2013).



Fuente: (Autores, 2017)

5.3.4.3 Método de sedimentación espontánea.

Procedimiento:

1. Se colocó 2 a 5 gramos del contenido de la muestra en un vaso de plástico para homogenizar.



Fuente: (Autores, 2017)

2. Se adicionó agua destilada en el vaso y con una paleta procedemos a homogenizar el contenido.
3. Se trasladó el contenido disuelto a otro vaso pasándolo por un colador decantando el sobrenadante.



Fuente: (Autores, 2017)

4. Se dejó reposar por 30 minutos y se retiró el sobrenadante
5. Se observó en el microscopio con el lente de 10x para visualización y 40 x para identificación (Magaro, Uttaro, & Serra, 2000)

5.3.5 Interpretación

Para la interpretación de los exámenes coprológicos se usó una técnica cualitativa que consiste en contar todos los huevos de un campo visualizando con el lente de 10x.

Según algunos autores el diagnóstico cualitativo puede indicar si la infección es leve, moderada, grave o muy grave por lo que se basan en un sistema de cruces según la carga parasitaria.

Tabla 2. Representación cuantitativa del nivel de parasitismo.

NIVEL DE INFECCIÓN	RESULTADO	REPRESENTACION DEL RESULTADO
No parasitado	No se ve ningún huevo	Ninguno.
Leve	1 a 3 formas por campo.	+
Moderado	4 a 7 formas por campo	++
Grave	8 a 10 formas por campo	+++
Muy Grave	Mayor a 10 formas por campo.	++++

Fuente: (Gallo, 2014)



5.3.6 Análisis estadístico

Los instrumentos de medición fueron los exámenes coprológicos: en los métodos de Lugol, flotación y sedimentación. La sistematización de información se realizó y procesó a través del Paquete Estadístico para las Ciencias Sociales (SPSS®) versión 24 es un programa de análisis estadístico informático.

Los estadísticos que se determinaron, fueron:

- Determinación de las frecuencias para especie felina, sexo, edad, especie parasitaria, *Phylum* y grado de parasitosis.
- Prueba de Chi cuadrado χ^2 : para las variables cualitativas al 0,05 de significancia: presencia de parásitos gastrointestinales, *Phylum* y grado parasitario en relación a la especie sexo y edad.
- Se estructuraron tablas cruzadas para especie, sexo, edad, *Phylum*, grado de parasitosis relacionándolas entre sí.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 RESULTADOS

6.1.1 Prevalencia de parásitos gastrointestinales

En la **Tabla 3** se muestra los parásitos gastrointestinales con mayor prevalencia en felinos silvestres de la provincia del Azuay, los de mayor porcentaje son *Entamoeba histolytica*, *Toxocara leonina*, *Mesocestoides sp.*, *Cystoisospora felis*, *Toxocara cati*. Mientras que la menor incidencia la obtuvo *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Trichuris sp.*, *Taenia sp.*, *Spirometra mansonoides* y *Dipylidium caninum*.

Tabla 3. Frecuencia de parásitos gastrointestinales de 44 félidos silvestres.

	Positivo	%
<i>Entamoeba histolytica</i>	35	79,5
<i>Toxocara leonina</i>	33	75,0
<i>Mesocestoides sp.</i>	33	75,0
<i>Cystoisospora felis</i>	31	70,5
<i>Toxocara cati</i>	23	52,3
<i>Strongyloides sp.</i>	8	18,2
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	6	13,6
<i>Trichuris sp.</i>	6	13,6
<i>Taenia sp.</i>	6	13,6
<i>Spirometra mansonoides</i>	6	13,6
<i>Dipylidium caninum</i>	1	2,3



En la **Tabla 4** muestra los resultados de la presencia de parásitos en las diferentes especies de felinos silvestres, se obtuvo que todas las especies de felinos fueron positivas a por lo menos un parásito gastrointestinal, pero algunas especies de parásitos fueron negativas en ciertos animales como es el caso de *Strongyloides* sp. en el *Leopardus tigrinus* y *Leopardus wiedii*, *Ancylostoma tubaeforme* y *Taenia* sp. en *Puma concolor* y *Leopardus wiedii*, *Trichuris* sp. en *Puma concolor*, en cambio un caso particular es el de *Dipylidium caninum* que solo se presentó en un animal de *Panthera leo*.

Tabla 4. Frecuencia de parásitos gastrointestinales de cinco especies félidos silvestres en cetros de manejo de vida silvestre de la Provincia de Azuay.

		<i>Strongyloides</i> sp.		<i>Ancylostoma</i> tubaeforme		<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxocara leonina</i>		<i>Trichuris</i> sp.		<i>Dipylidium</i> caninum		<i>Taenia</i> sp.		<i>Mesocestoides</i>		<i>Cystoisospora</i> felis		<i>Spirometra</i> mansonioides		<i>Entamoeba</i> histolytica	
	N	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%	+	%
<i>Panthera Leo</i>	23	5	21,7	2	8,7	9	39,1	16	69,6	1	4,3	1	4,3	3	13	19	82,6	17	73,9	2	8,7	18	78,3
<i>Leopardus pardalis</i>	11	1	9,1	3	27,3	6	54,5	9	81,8	2	18,2	0	0	1	9,1	6	54,5	7	63,6	2	18,2	8	72,7
<i>Leopardus tigrinus</i>	2	0	0	1	50	2	100	2	100	1	50	0	0	2	100	2	100	2	100	0	0	2	100
<i>Puma Concolor</i>	6	2	33,3	0	0	5	83,3	5	83,3	0	0	0	0	0	0	4	66,7	3	50	1	16,7	5	83,3
<i>Leopardus Wiedii</i>	2	0	0	0	0	1	50	1	50	2	100	0	0	0	0	2	100	2	100	1	50	2	100
TOTAL	44	8	18,2	6	13,6	23	52,3	33	75	6	13,6	1	2,3	6	13,6	33	75	31	70,5	6	13,6	35	79,5

N: Número de animales muestreados, **+**: Casos positivos de parasitismo



Tabla 5. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinal por grupos etarios.

		N	Positivo	%
Edad	Juvenil	12	12	27,3
	Adulto	32	32	72,7
	Total	44	44	100

N: Número total de animales muestreados

Todos los animales de la presente investigación independientemente de su edad fueron positivos para parásitos gastrointestinales. Como se puede apreciar en las **Tablas 5 y 6**, los porcentajes por especie de parásitos son bastante parecidos entre felinos juveniles con adultos, a excepción de ciertos parásitos como *Dipylidium caninum* que solo se presenta en un animal juvenil, así mismo existe una diferencia en *Ancylostoma tubaeforme*, *Taenia sp.* y *Spirometra mansonioides* que se presentaron en menor porcentaje en juveniles que en adultos y otro caso es el de *Entamoeba histolytica* que apareció mayormente en juveniles que en adultos. Mientras que, desde el punto de aparición, los parásitos más frecuentes en felinos juveniles y adultos fueron *Entamoeba histolytica*, *Mesocostoides sp.* y *Toxocara leonina*.

Tabla 6. Frecuencia de especies de parásitos por grupo etario.

	Edad			
	Juvenil		Adulto	
	N	%	N	%
<i>Entamoeba histolytica</i>	11	92	24	75
<i>Mesocetoides sp.</i>	9	75	24	75
<i>Toxocara leonina</i>	9	75	24	75
<i>Cystoisospora felis</i>	9	75	22	69
<i>Toxocara cati</i>	7	58	16	50
<i>Strongyloides sp.</i>	2	17	6	19
<i>Trichuris sp.</i>	2	17	4	13
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	1	8	5	16
<i>Taenia sp.</i>	1	8	5	16
<i>Spirometra mansonioides</i>	1	8	5	16
<i>Dipylidium caninum</i>	1	8	0	0

Tabla 7. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinal por género.

		N	Positivo	%
Sexo	Hembra	26	26	59
	Macho	18	18	41
Total		44	44	100

N: Número total de animales muestreados



La presencia de parásitos gastrointestinales no difiere en el género ya que todos los animales machos y hembras resultaron positivos a por lo menos un tipo de parásito, además en las **Tablas 7 y 8** se demuestra que existe variación en la frecuencia de parasitismo gastrointestinal, por ejemplo, *Strongyloides sp.*, *Taenia sp.*, *Mesocestoides sp.*, que dio un mayor porcentaje en hembras que en machos, en cambio en la *Spirometra mansonoides* tiene un menor porcentaje en las hembras que en los machos.

Tabla 8. Frecuencia de especies de parásitos por género de un total de 26 hembras y 18 machos.

	Sexo			
	Hembra		Macho	
	N	%	N	%
<i>Mesocestoides sp.</i>	22	85	11	61
<i>Entamoeba histolytica</i>	20	77	15	83
<i>Toxocara leonina</i>	19	73	14	78
<i>Cystoisospora felis</i>	19	73	12	67
<i>Toxocara cati</i>	13	50	10	56
<i>Strongyloides sp.</i>	7	27	1	6
<i>Taenia sp.</i>	5	19	1	6
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	4	15	2	11
<i>Trichuris sp.</i>	4	15	2	11
<i>Spirometra mansonoides</i>	2	8	4	22
<i>Dipylidium caninum</i>	1	4	0	0

En cuantos a los *Phylum* de parásitos encontrados en las pruebas coproparasitarias fueron 5 géneros del *phylum* *Nemátoda* (*Strongyloides* sp., *Ancylostoma tubaeforme*, *Toxocara cati*, *Toxocara leonina*, *Trichuris* sp.), 3 géneros del *phylum* *Platelmintos* (*Dipylidium caninum*, *Spirometra mansonoides*, *Mesocetoides* sp. y *Taenia* sp.) y dos géneros del *phylum* *Protozoos* (*Cystoisospora felis* y *Entamoeba histolytica*).

En la **Tabla 9** se muestra los resultados de la frecuencia que tuvieron los casos positivos a parasitosis gastrointestinal desde una clasificación por *Phylum* de parásito que se encuentra en las heces de los sujetos estudiados, con lo que se obtuvo que en mayor porcentaje los parásitos que afectan a los felinos silvestres son los del *phylum* *Protozoo*, seguida por *Nematodos* y en menor presencia son los *Platelmintos*.

Tabla 9. Frecuencia de presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por Phylum.

<i>Phylum</i>	Protozoo		Platelmintos		Nemátodos	
	+	%	+	%	+	%
Positivo	42	95,5	36	81,8	39	88,6
Total	44		44		44	

+: Muestras positivas

Una vez que relacionamos la presencia de parásitos en los animales de la investigación con la especie de felino silvestre, con el objetivo de encontrar cual especie félida está en mayor o menor medida infestado por los diferentes *Phylum* de parásitos. Obteniendo como se puede ver a continuación en la **Tabla 10** los datos obtenidos, que el *phylum* *Nematodos* se encuentra en todos los animales de las especies *Leopardus tigrinus*, *Leopardus wiedii* y *Puma concolor*, mientras que la menor infestación muestra *Panthera leo*.

Por otro lado, todos los felinos silvestres de la investigación correspondiente a la especie *Leopardus tigrinus* y *Leopardus wiedii* resultaron positivos a *Platelmintos* y el menos número de animales infestados fue de *Leopardus pardalis*. En el caso del *Phylum Protozoos* apareció en la totalidad de los animales de todas las especies de felinos estudiadas, excepto en *Leopardus pardalis*.

Tabla 10. Presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por Phylum y por especie de felino silvestre.

	Nemátodos		Platelmintos		Protozoos		N
	+	%	+	%	+	%	
<i>Panthera Leo</i>	19	83	21	91	23	100	23
<i>Leopardus pardalis</i>	10	91	7	64	9	82	11
<i>Leopardus tigrinus</i>	2	100	2	100	2	100	2
<i>Puma concolor</i>	6	100	4	67	6	100	6
<i>Leopardus Wiedii</i>	2	100	2	100	2	100	2
TOTAL							44

+: Muestras positivas, N: Número de animales muestreados.

En la tabla 11 se muestra el resultado de la relación entre el tipo de parásito y el género de felinos, se demuestra que en las hembras el tipo de parásito que más se presenta son los protozoos en un 96%, mientras que en los felinos machos se presentan Nematodos y Protozoos ambos en un 94%.

Tabla 11. Presencia de parásitos gastrointestinales clasificado por *Phylum* y por género de felino silvestre.

	<i>Nemátodos</i>			<i>Platelmintos</i>		<i>Protozoos</i>	
	N	+		+		+	
		n	%	n	%	n	%
Hembra	26	22	85	24	92	25	96
Macho	18	17	94	12	67	17	94
Total	44	39		36		42	

+: Muestras positivas, N: Número de animales muestreados.

Una vez que se realizó el análisis estadístico de *Chi cuadrado* no se obtuvo diferencia significativa en la mayoría de tablas cruzadas, excepto en la tabla que relaciona el sexo del felino y el *Phylum* Platelminto, que obtuvo un valor $P < 0,05$ que es significativo, por lo que se afirma que el sexo del felino influyó en la frecuencia de parásitos del *Phylum* Platelminto, ya que como se puede observar en la **Tabla 12** los platelmintos aparecen en mayor proporción en hembras que en machos.

Tabla 12. Prueba de *Chi-cuadrado* del sexo con relación al Phylum Platelmino.

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	4,701 ^a	1	,030		
Corrección de continuidad ^b	3,135	1	,077		
Razón de verosimilitud	4,708	1	,030		
Prueba exacta de Fisher				,048	,039
Asociación lineal por lineal	4,594	1	,032		

6.1.2 Grado de parasitismo gastrointestinal.

Para determinar el grado de parasitismo gastrointestinal en los felinos silvestres se determinó la escala basada en la presencia de huevos en el campo microscópico, el cual es el siguiente: (+) Leve, (++) Moderado, (+++) Grave, (+++++) Muy grave. Se obtuvo como resultado con el método de Lugol que la mayoría de grados de parasitosis se presentan en forma Leve como se puede apreciar en la **Tabla 13**, con una mayoría de casos de *Toxocara cati* 31,8 %, *Toxocara Leonina* 27,3 %, *Mesocostoides sp.* 38,6 % y *Entamoeba histolytica* 61,4 %. Existiendo casos de grado Moderado con *Entamoeba histolytica* 4,5 % y un resultado único de Muy grave con *Spirometra mansanoides* 2,3%.



En el caso del método de Flotación como se puede ver en la **Tabla 14** la mayoría de los casos fueron Leves con mayor presencia de *Toxocara leonina* 31,8%, *Mesocestoides sp.* 40,9%, *Cystoisospora felis* 31,8%. En lo que refiere a grado de parasitismo Moderado el mayor porcentaje lo tiene *Toxocara leonina* con 9,1% y en la categoría de Muy grave *Trichuris sp.* y *Mesocestoides sp.* tiene una presencia del 2,3%.

Una vez evaluados las muestras de heces por la técnica de Sedimentación se obtienen los siguientes resultados como se muestran en el **Tabla 15**, en los casos de grado Leve tuvo mayor presencia *Toxocara leonina* 52,3%, *Mesocestoides* 52,3%, *Cystoisospora felis* 34,1%. Mientras que en rango Moderado esta la especie *Mesocestoides sp.* con una presencia de 4,5%. Por ultimo existe un caso de rango Muy grave con *Mesocestoides sp.* 2,3%.

Tabla 13. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica directa de Lugol con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.

		<i>Strongyloides</i> sp.		<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme</i>		<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxocara</i> <i>Leonina</i>				<i>Taenia</i> sp.		<i>Mesocestoides</i>		<i>Cystoisospora</i> <i>felis</i>		<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>				<i>Entamoeba</i> <i>histolytica</i>			
N		+		+		+		+		++		+		+		+		+		++++		+		++	
		n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
Positivos	44	2	4,5	2	4,5	14	31,8	12	27,3	1	2,3	2	4,5	17	38,6	7	15,9	2	4,5	1	2,3	27	61,4	2	4,5

N: Número total de animales, (+): Leve, (++) : Moderado, (+++): Grave, (++++): Muy Grave

Tabla 14. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica de Flotación de solución salina con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.

		<i>Strongyloides</i> sp.		<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme</i>		<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxocara</i> <i>leonina</i>				<i>Trichuris</i> sp.				<i>Dipylidium</i> <i>caninum</i>		<i>Mesocestoides</i> sp.				<i>Cystoisospora</i> <i>felis</i>		<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>		<i>Entamoeba</i> <i>histolytica</i>				
	N	+		+		+		++		+		++		+		++++		+		++		++++		+		+		+		
Positivo		n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	
	44	4	9,1	3	6,8	10	22,7	1	2,3	14	31,8	4	9,1	1	2,3	1	2,3	1	2,3	18	40,9	3	6,8	1	2,3	14	31,8	3	6,8	4

N: Número total de animales, (+): Leve, (++) : Moderado, (+++): Grave, (++++): Muy Grave

Tabla 15. Grado de parasitismo gastrointestinal mediante la técnica de Sedimentación con relación a la presencia de parásitos en el total general de felinos silvestres.

	N	<i>Strongyloides</i> sp.		<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme</i> .		<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxocara leonina</i>				<i>Trichuris</i> sp.		<i>Taenia</i> sp.		<i>Mesocostoides</i> sp.						<i>Cystoisospora</i> <i>felis</i>				<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>				<i>Entamoeba</i> <i>histolytica</i>			
		+		+		+		+		++		+		+		+		++		++++		+		++		+		++		+		++	
		n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
Positivo	44	2	4,5	2	4,5	9	20,5	23	52,3	1	2,3	3	6,8	4	9,1	23	52,3	2	4,5	1	2,3	15	34,1	1	2,3	5	11,4	1	2,3	2	4,5	1	2,3

N: Número total de animales, (+): Leve, (++) : Moderado, (+++) : Grave, (++++): Muy Grave



7. DISCUSION

Según los datos obtenidos, del 100% de los felinos silvestres en cautiverio de la provincia del Azuay resultaron positivos a parasitismo gastrointestinal, mientras que estudios realizados por Silva (2010) demuestra que, en Toluca, México se obtuvo un 60.71% de animales positivos a parasitismo gastrointestinal.

Esta variación de resultados podría estar influenciado por el hábitat de los animales ya que en nuestro estudio los sujetos de investigación están en unidades de manejo de vida silvestre, donde permanecen en espacios reducidos, mientras que en la investigación de Silva (2010) los felinos se encuentran en la Reserva Natural Sierra de Nanchititla, en la cual los animales permanecen en vida libre. Se ha demostrado por Yáñez & Rodríguez (2015) donde babuinos de Etiopía ingieren hojas de una planta concreta para eliminar vermes que causan la enfermedad parasitaria de esquistosomiasis, las hembras de lémures embarazadas se alimentan de un árbol de tamarindo y hojas de higuera para aumentar la producción de leche y matar parásitos. Por lo tanto en la naturaleza estos animales podrían ingerir, hojas, resinas, insectos, raíces, cascara y minerales causando un mecanismo autorregulatorio de microorganismos gastrointestinales.

Según Aranda, Serrano & Tantalean (2013) en su estudio encontró casos positivos a *Giardia felis* en las especies animales de *Puma concolor* y *Leopardus wiedii*, lo que no coincidió con esta investigación donde los casos son negativos a *Toxoplasma gondi*, *Giardia felis*, *Echinococcus multilocularis* y *Cruzia tentaculata*.



Los parásitos gastrointestinales con mayor prevalencia son *Entamoeba histolytica*, *Toxocara leonina*, *Mesocestoides sp.*, *Cystoisospora felis*, *Toxocara cati*, estos resultados son relativos con Martínez, Binda, Laffont, & Rodríguez (2009) quienes encuentran mayor prevalencia en *Toxocara cati* (28%) y *Toxocara leonina* (24,6%). Mientras que la menor proporción la obtuvieron *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Trichuris sp.*, *Taenia sp.*, *Spirometra mansanoides* y *Dipylidium caninum*, lo que se relaciona con Martínez, Binda, Laffont, & Rodríguez (2009) que obtuvo bajos porcentajes para *Trichuris serrata* (4,5%), *Dipylidium caninum* (4%), *Taenia taenaeiformis* (3,2%), *Spirometra mansanoides* (6%) e *Cystoisospora felis* (9%). Si comprobamos con esta investigación el porcentaje de *Cystoisospora felis* es mucho más alto que los autores citados.

Silva (2010) encontró ocho géneros parasitarios en el *phylum* *Nemátoda* (*Aelurostrongylus*, *Ancylostoma*, *Capillaria*, *Physaloptera*, *Spirocerca*, *Toxocara*, *Trichuris* y *Uncinaria*), dos géneros parasitarios en el *phylum* *Platelminto* (*Spirometra* y *Taenia*) y por último dos géneros parasitarios en el *phylum* *Protozoo* (*Isospora felis* y *Giardia*). En esta investigación se encontró cinco géneros parasitarios en el *phylum* *Nemátoda* (*Strongyloides sp.*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Toxocara cati*, *Toxocara leonina*, *Trichuris sp.*), cuatro géneros parasitarios del *phylum* *Platelmintos* (*Dipylidium caninum*, *Spirometra mansanoides*, *Mesocestoides sp.* y *Taenia sp.*) y por último dos géneros parasitarios en el *phylum* *Protozoos* (*Cystoisospora felis* y *Entamoeba histolytica*), esto quiere decir que en esta investigación se encontró un número diferente de géneros parasitarios por *phylum*.



Tantaleán & Michaud (2005) estudió 18 especies de mamíferos carnívoros, en sólo tres de la familia Felidae identificaron huevos de *Spirometra mansonoides*: *Puma concolor*, (tres positivas de cinco muestras, 60%) *Panthera onca* (uno de cinco muestras, 20%) y *Leopardus pardalis* (uno de ocho muestras, 12,5 %), mientras que en este estudio cuatro especies de felinos silvestres son positivos a *Spirometra mansonoides*: *Phantera leo* (dos positivos de 23 muestras), *Leopardus pardalis* (dos positivos de 11 muestras), *Puma concolor* (un positivo de 6 muestras) y *Leopardus wiedii* (un positivo de dos muestras).

Gallas (2011), en su estudio de *Leopardus tigrinus* encontró una prevalencia del 66,7% de parásitos en el intestino delgado de los huéspedes además encontraron roedores y lagartos en sus estómagos que probablemente fueron huéspedes intermediarios de *Mesocetoides sp.*, mientras que en esta investigación se identificaron prevalencia del 100% de *Mesocetoides* en *Leopardus tigrinus*.

Con respecto a los céstodos en menor frecuencia según Martínez, Binda, Laffont, & Rodriguez (2009) concuerda que la eliminación de proglótides grávidos es irregular, lo que ocasiona una baja presencia de huevos de parásitos en las heces, encontrando menores valores de frecuencia para *Spirometra mansonoides* (6%), *Dipylidium caninum* (4%) y *Taenia taenaeiformis* (3,2%). Concordando con el presente estudio en donde se obtuvo un bajo porcentaje para *Taenia taenaeiformis* (13.6%), *Spirometra mansonoides* (13.6%) y *Dipylidium caninum* (2.3%).



Los resultados de la investigación realizada en la fundación de vida silvestre de Santa Cruz, Bolivia por Beltran, Beldomenico, & Gonzales (2008) concuerdan con los obtenidos en este estudio en casos positivos a parásitos como *Cystoisospora felis*, *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma sp.* y *Spirometra mansonioides*, además acotan que al observarse endoparasitosis de origen doméstico y antropozoonótico ocasiona riesgos epidemiológicos en las actividades de manejo y reubicación de fauna silvestre, ya que puede alterar el ecosistema natural, recomendando que se realice estudios de felinos silvestres en vida libre para obtener datos reales.

Según Chávez (2015), Tapeworm (2017), Ximénez, Morén, Ramos, & Ramiro (2007), Salazar, García, & Rodríguez (2014), American Association of Veterinary Parasitologists (2014), Iowa State University (2005), ESCCAP (2013) y Barros (2013), manifiestan que la mayoría de parasitosis son asintomáticas, en cuanto el grado de parasitismo sea leve y que la sintomatología aparecerá si hay una carga parasitaria alta interviniendo varios factores como hábitat, alimentación y limpieza. En el grado de parasitismo de este estudio, la mayoría de resultados fueron de categoría leve, es decir que los animales poseen una pequeña presencia de parásitos en el organismo, por lo no mostraron signos clínicos de la infestación.

Ruiz, Pergazere, & Kuhn (2011) no encontró huevos de trematodos ni cestodos, probablemente debido a que estos parásitos necesitan de hospedadores intermediarios en su ciclo de vida, los cuales según Ruiz, Pergazere, & Kuhn (2011) no forman parte del ambiente donde habitan los felinos en cautiverio estudiados, sin embargo en las unidades de manejo de vida silvestre analizadas en la presente investigación si existe la presencia de dichos animales que actúan como hospedadores intermediarios, esa es una de las causas por las cuales si se encontró cestodos.



En una investigación en Costa Rica en donde se estudiaron seis especies: (*Leopardus wiedii*), cinco ocelotes (*L. pardalis*), cuatro jaguares (*Panthera onca*), dos leones africanos (*P. leo*), un puma (*Puma concolor*) y un león breñero (*Puma yagouaroundi*) sus autores Chinchilla , González, Valerio, Guitiérrez, & Apéstegui (2009) nos dicen “Estos animales estaban bastante libres de parásitos, debido a los tratamientos rutinarios a que se les someten.” Mientras que en el presente estudio se tomó como criterio de inclusión animales que no hayan sido desparasitados en los últimos tres meses. En los centros de manejo de vida silvestre del Azuay existen planes anuales de desparasitación para los felinos silvestres, los cuales al parecer no dan los mismos resultados que en la investigación de Chinchilla , González, Valerio, Guitiérrez, & Apéstegui (2009) esto podría estar ligado a fármacos, estado sanitario nutricional e instalaciones de los animales.



8. CONCLUSIONES

- Los parásitos gastrointestinales que se identificaron con mayor frecuencia en los felinos silvestres muestreados fueron *Entamoeba histolytica*, *Toxocara leonina*, *Mesocetoides sp.*, *Cystoisospora felis* y *Toxocara cati*. Mientras que *Strongyloides sp.*, *Ancylostoma Tubaeforme*, *Trichuris sp.*, *Taenia sp.*, *Spirometra mansanoides* y *Dipylidium caninum* se encontraron en menor proporción.
- La prevalencia de parásitos gastrointestinales fue del 100% en los felinos silvestres ubicados en las unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay.
- Las tres técnicas utilizadas en esta investigación no pueden ser comparadas entre si ya que cada una identifica diferentes *Phylum* de parásitos, pero se concluye que los resultados que mayormente se presentan son moderado, leve y casos excepcionales de muy grave respecto al grado de parasitismo.



9. RECOMENDACIONES

- Realizar un examen coprológico antes de realizar cualquier desparasitación.
- Utilizar el desparasitante adecuado, en dosis y el tiempo correcto para evitar resistencia parasitaria.
- Adecuar instalaciones que eviten el exceso de humedad, suciedad, limpieza de bebederos e implementación de pediluvios, realizar la debida eliminación de heces



10. BIBLIOGRAFÍA

American Association of Veterinary Parasitologists . (14 de 07 de 2014). Recuperado el 10 de 05 de 2017, de AAVP: <http://www.aavp.org/wiki/cestodes/pseudophyllidea/spirometra/spirometra-mansonoides/>

AAVP. (2014). *Isospora felis*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de American Association of veterinary Parasitologists: <http://www.aavp.org/wiki/catprotozoa/coccidia-apicomplexan/isospora-felis/>

AAVP. (2014). *Toxocara cati*. Recuperado el 03 de Septiembre de 2016, de American Asociation of Veterinary Parasitologist: <http://www.aavp.org/wiki/nematodes/ascaridida/toxocara-cati/>

Acha, P. (14 de Enero de 2018). *EcuRed*. Obtenido de Mesocetoidiasis: <https://www.ecured.cu/Mesocetoidiasis>

Alfaro, M. (2011). *PREVALENCIA DE Ancylostoma caninum EN Canis lupus familiaris EN EL ÁREA URBANA Y PERIURBANA DE LA COLONIA ZACAMIL, DEL MUNICIPIO DE MEJICANOS, SAN SALVADOR*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Universidad de El Salvador: <http://ri.ues.edu.sv/1518/1/13101280.pdf>

Altreuther. (2009). *Vetbook*. Obtenido de Mesocetoides spp: http://www.vetbook.org/wiki/dog/index.php?title=Mesocetoides_spp

American Association of Veterinary Parasitologists. (16 de Junio de 2014). *Taeniataeniaeformis (Batsch, 1786) Wolffügel, 1911*. Recuperado el 17 de Agosto de 2016, de American Association of Veterinary Parasitologists: <https://translate.google.com/?hl=es#auto/es/Infection%20in%20cats%20is%20in%20diagnosed%20by%20finding%20the%20distinctive%20segments%20in%20the%20feces%20or%20by%20finding%20the%20eggs%20upon%20Ofecal%20flotation.%20The%20eggs%20of%20Taeniataeniaeformis%2>



- Andrango, & Morales. (Octubre de 2013). *Universidad Central del Ecuador*. Recuperado el 2016, de Identificación de las especies de pulgad y endoparasitos gastrointestinales asociadas en caninos de tres parroquias de la zona urbana (El Condado, San Juan y Quitumbe) del D.M.Q: <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/2363/1/T-UCE-0014-51.pdf>
- Aranda , C., Serrano, M., & Tantalean, M. (2013). *IDENTIFICACIÓN Y FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN FÉLIDOS SILVESTRES EN CAUTIVERIO EN EL PERU*. Recuperado el 03 de Octubre de 2016, de scielo: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v24n3/a13v24n3.pdf>
- Aranda. (Abril de 1998). *Naturalista*. Obtenido de Tigrillo (*Leopardus wiedii*): <http://www.naturalista.mx/taxa/41988-Leopardus-wiedii>
- Arrojo, L. (2002). *Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú*. Recuperado el 06 de Agosto de 2016, de Facultad de Ciencias Biológicas: http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/biologia/v09_n2/pdfs/parasitos.pdf
- Ayala, Domenech, Rodriguez, & Urquiaga. (Mayo de 2012). *Scielo*. Obtenido de Parasitismo intestinal por *Dipylidium caninum*: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572012000200010
- Baquerizo, & Manuel. (Marzo de 2016). *Slideshare*. Obtenido de Esparganosis: <https://es.slideshare.net/paulzambrano2/esparganosis>
- Barros Nuñez , M. (2013). *Incidencia de parásitos gastrointestinales en gatos en la ciudad de Guayaquil*. Recuperado el 16 de Agosto de 2016, de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/2454/1/BARROS%20NU%C3%91EZ%20MONICA.pdf>



- Beltran, L., Beldomenico, P., & Gonzales, J. (2008). *Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocación en Santa Cruz, Bolivia*. Recuperado el 18 de Enero de 2018, de Universidad de Caldas: <http://vip.ucaldas.edu.co/vetzootec/downloads/v3n1a06.pdf>
- Botero, Sánchez , & Arias. (2012). *Puma concolor*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de https://www.researchgate.net/profile/Andres_Arias-Alzate/publication/292144997_Puma_concolor/links/56aa441208aeaeb4cefaf71f.pdf?origin=publication_list
- Bowman, D. (2011). *Parasitología para Veterinarios*. España: Elsevier, pag 467.
- Bowman, D., Barr, S., Hendrix, C., & Lindsay, D. (2003). *GASTRO-INTESTINAL PARASITES OF CATS*. Recuperado el 31 de AGOSTO de 2016, de IVIS: http://www.ivis.org/advances/parasit_bowman/ddb_gi/ivis.pdf?q=sw-412-cottontail-rabbit
- Carrada, T. (2004). *Trichuriasis: Epidemiología, diagnóstico y*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Medigraphic: <http://www.medigraphic.com/pdfs/pediat/sp-2004/sp046j.pdf>
- Cazares, M., Juárez, A., & Mejía, C. (2014). *LARVA MIGRANS; UNA ZOONOSIS QUE AFECTA A HUMANOS DE CIUDAD NEZAHUALCÓYOTL, ESTADO DE MEXICO*. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de Congreso Iberoamericano de Ciencias, Tecnología, Innovación y Educación: www.oei.es/historico/congreso2014/memoriactei/659.pdf
- CDC. (26 de Marzo de 2009). *Zona Pediátrica* . Obtenido de Amebiasis - Entamoeba Histolytica: <http://www.zonapediatrica.com/amebiasis-entamoeba-histolytica.html>



Chávez . (Diciembre de 2015). *Universidad de Guayaquil*. Obtenido de Prevalencia de Dipilidiasis en perros en la ciudadela Martha de Roldós de la ciudad de Guayaquil:

<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/13962/1/Tesis%20Dipilidiasis%20en%20perros.pdf>

Chinchilla , González, Valerio, Guitiérrez, & Apéstegui. (2009). *BRENESIA* . Obtenido de Salud de felinos silvestres en cautiverio- Estudio integral en el Centro de Rescate para la Vida Silvestre La Marina-Costa Rica: <http://www.bvs.sa.cr/articulosexternos/art17.pdf>

Clavijo, & Ramirez. (14 de Mayo de 2007). *TAXONOMÍA, DISTRIBUCIÓN Y ESTADO DE CONSERVACIÓN DE LOS FELINOS SURAMERICANOS: REVISIÓN MONOGRÁFICA*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Scielo: <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v13n2/v13n2a03.pdf>

Cruz. (2009). *UNAM*. Obtenido de Fauna feral, fauna nociva y zoonosis: http://www.repsa.unam.mx/documentos/Cruz-Reyes_2009_faunas_feral.pdf

DATABIO. (2014). *Ancylostoma spp*. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Parasitos/Ancylostoma%20spp.pdf>

DATABIO. (2016). *Toxocara spp*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Toxocara%20spp.%202016.pdf>

Dhawan, V. (22 de Mayo de 2017). *Medscape*. Obtenido de Amebiasis: <https://emedicine.medscape.com/article/212029-overview>

EcuRed. (2015). *Leopardus Wiedii*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de https://www.ecured.cu/Leopardus_Wiedii



ESCCAP. (Septiembre de 2013). *Control de Protozoos Intestinales en Perros y Gatos*. Recuperado el 20 de Mayo de 2017, de Consejo Europeo para el control de las Parasitosis de los Aniamles de Compañia: http://www.esccap.org/uploads/docs/3sbvfy71_ESCCAP_Guide_6_spanish_version_def.pdf

Escobedo, A. (2015). *Ancylostoma y Necator*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Research Gate: https://www.researchgate.net/publication/287492122_Ancylostoma_y_Necator

Estrella, M. (2015). *Strongyloides stercoralis en caninos de la comuna Limoncito de la parroquia Chongón - Guayas y el riesgo en salud pública 2014*. Recuperado el 19 de Diciembre de 2017, de Universidad de Guayaquil: <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/6945>

European Scientific Counsel Companion Animales Parasites. (2006). *CONTROL DE VERMES EN PERROS Y GATOS*. Recuperado el AGOSTO de 31 de 2016, de ESCCAP: http://www.esccap.org/uploads/docs/oyoq7jsy_guia1escapesdeffeb2010.pdf

Feline Worlds. (2014). *Ocelote*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Bio Expedition: <http://www.felineworlds.com/ocelote/>

Fernández, I. (2017). *Parasitología Ficha Técnica*. Obtenido de Spirometra mansonoides: <https://www.unioviado.es/bos/Asignaturas/Parasit/.../Spirometra%20mansonoides.ppt>



- Gallas. (24 de Junio de 2011). *Scielo*. Obtenido de Mesocestoides sp. (Eucestoda, Mesocestoididae) parasitando quatro espécies de felinos silvestres no Sul do Brasil: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612011000200014
- Gallego Berenguer, J. (2006). *Manual de Parasitología morfología y biología de los parásitos de interes sanitario*. Barcelona: Publicacions i Edicions; pags, 518.
- Gallo, C. (2014). *MANUAL DE DIAGNOSTICO CON ÉNFASIS EN LABORATORIO CLINICO VETERIANRIO*. Recuperado el 16 de Septiembre de 2016, de Universidad Nacional Agraria: <http://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf>
- Garcia, Gonzales, & Gilman. (Agosto de 2003). *Diagnóstico, tratamiento y control de la cisticercosis por Taenia solium*. Recuperado el 16 de Mayo de 2017, de Scielo: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1024-06752003000300011
- Geographic, N. (Junio de 2010). *National Geographic*. Obtenido de León africano: <http://www.nationalgeographic.es/animales/leon-africano>
- Gil Recio, C. (16 de Enero de 2016). *Platelmintos, información y características*. Recuperado el 10 de Agosto de 2016, de Paradais Sphynx: <http://invertebrados.paradais-sphync.com/platelmintos-informacion-caracteristicas.htm>
- Gonzales , Díaz, & Nuñez. (1996). *Parasitosis: Helmitiasis: Cestodiasis*. Recuperado el 01 de 02 de 2017, de http://bvs1.panaftosa.org.br/local/file/textoc/Acha_v3_mesocestoidiasis.pdf
- Google Maps. (2017). Recuperado el 21 de Junio de 2017, de Google Maps: <https://www.google.com.ec/maps>



- Guillen, S., Vidal , V., Aguirre, M., & Rodriguez , R. (2012). *HELMINTOS*. Recuperado el 23 de AGOSTO de 2016, de SEDUMA BIODIVERSIDAD YUCATAN: http://www.seduma.yucatan.gob.mx/biodiversidad-yucatan/03Parte2/Capitulo4/02Diversidad_faunistica/01%20Invertebrados/24Helmintos.pdf
- Higuita, L. (Abril de 2016). *Aprende en Linea*. Obtenido de Teniasis/Cisticercosis.: <http://aprendeonline.udea.edu.co/lms/moodle/mod/page/view.php?id=101113>
- Inojosa. (2000). *Entamoeba histolytica*. Recuperado el 20 de Mayo de 2017, de Control y prevencion : http://catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/documentos/lqf/hinojosa_s_le/capitulo7.pdf
- INSHT. (20 de Mayo de 2015). *Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo*. Obtenido de Entamoeba histolytica: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Entamoeba%20histolytica%202016.pdf>
- Iowa State University. (2005). *HOOKWORMS*. Recuperado el 28 de AGOSTO de 2016, de OIE: <http://www.2ndchance.info/parasite-doghookworms.pdf>
- Jubb, K. (1985). *Pathology of domestic animals*. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books: https://books.google.com.ec/books?id=Uf3Rc_II-bAC&pg=PA581&dq=trichuris+campanula&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjVh7iLkY_PAhWJdR4KHcZ1AosQ6AEITTAG#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false



Junquera. (02 de Agosto de 2015). *Taenia spp.* Recuperado el 17 de Agosto de 2016, de http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1469&Itemid=1603

Junquera, P. (29 de Junio de 2012). *Dipylidium Caninum, la tenia del perro: Biología, prevención y control.* Recuperado el 14 de Octubre de 2016, de Parasitipedia.net: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1459&Itemid=1590

Junquera, P. (2015). *STRONGYLOIDES SPP, PARASITIC THREADWORMS OF DOGS AND CATS. BIOLOGY, PREVENTION AND CONTROL. STRONGYLOIDES STERCORALIS, STRONGYLOIDES CANIS, STRONGYLOIDES TUMEFACIENS.* Recuperado el 31 de AGOSTO de 2016, de PARASITEPEDIE: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2600&Itemid=2882

Junquera, P. (2015). *Toxascaris leonina, nematodo intestinal.* Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Parasitipedia: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1474&Itemid=1605

Klassen, M., Neafie, D., & al, e. (2011). *Cryptosporidiosis, Isosporiasis, Cyclosporiasis & Sarcocystosis.* Recuperado el 08 de Enero de 2018, de DEFENSE TECHNICAL INFORMATION CENTER: <http://www.dtic.mil/dtic/tr/fulltext/u2/a547772.pdf>

León, U. d. (07 de 2014). *Exploracion física general de perros y gatos.* Recuperado el 2017 de Mayo de 27, de Hospital Veterinario de León: <http://servicios.unileon.es/hospital-veterinario/files/2014/07/Examen-f%C3%ADsico-general.pdf>



Linnaeus. (1758). *Metropol.* Obtenido de *Leopardus pardalis*:
http://www.metropol.gov.co/mamiferos/especies/OrdenCarnivora/FamiliaFelidae/Leoparduspardalis/Leopardus_pardalis.pdf

Linnaeus. (1771). *Mantissa plantarum, altera. Regni animalis, appendix; pags 584.*

Magaro, Uttaro, & Serra. (2000). *Técnicas de Diagnostico Parasitologico.* Recuperado el 04 de 05 de 2017, de Universidad Nacional de Rosario :
https://l.facebook.com/l.php?u=https%3A%2F%2Fwww.google.com.ec%2Furl%3Fsa%3Dt%26rct%3Dj%26q%3D%26esrc%3Ds%26source%3Dweb%26cd%3D10%26cad%3Drja%26uact%3D8%26ved%3D0ahUKEwiRoJ3_IdfTAhWor1QKHQH0CtEQFghLMAk%26url%3Dhttp%253A%252F%252Fwww.fbioyf.unr.edu.ar%252

Martínez, A. (09 de Agosto de 2016). *Paradais Sphynx.* Obtenido de Protozoos, características, clasificación y ejemplos: <https://www.paradais-sphynx.com/ciencias-naturales/protozoos-caracteristicas-ejemplos.htm>

Martinez, F., Binda, J., Laffont, G., & Rodriguez, C. (2009). *HELMINTOS MAS FRECUENTES EN FELIDOS SILVESTRES.* Recuperado el 17 de Enero de 2018, de Universidad Nacional del Nordeste:
<http://www.unne.edu.ar/unnevieja/investigacion/com2009/CV-050.pdf>

Martinez, L., González, M., & et al. (2011). *Diagnóstico y tratamiento de la estrongiloidosis.* Recuperado el 18 de Diciembre de 2017, de Biblioteca Virtual en Salud de Cuba:
http://www.bvs.sld.cu/revistas/mil/vol40_02_11/mil07211.htm

Meza, A. (2002). *Teniasis* . Obtenido de Teniais:
<http://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2002/pt022d.pdf>



- Miró, G., & et al. (1995). *RESPUESTA TERAPÉUTICA A TIABENDAZO/IVERMECTINA EN UN CASO DE ESTRONGILOIDOSIS CANINA*. Recuperado el 04 de Enero de 2018, de Universidad Autonoma de Barcelona:
<https://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v15n3/11307064v15n3p176.pdf>
- Mis imagenes educativas. (2012). Recuperado el 12 de Julio de 2017, de Mis imagenes educativas:
<http://misimageneseducativas.blogspot.com/2012/10/azuay-mapa-division-politica-provincia.html>
- Montoya, & Restrepo. (2010). Recuperado el 09 de Julio de 2017, de Phylum Nematoda: <http://medicina.udea.edu.co/parasitologia/Nematoda.html>
- Muñoz, & Olmos. (2008). *Encyclopedia of life*. Obtenido de Mesocetoides lineatus: <http://eol.org/pages/4969153/overview>
- Naturalista. (Abril de 2007). *Naturalista*. Obtenido de Puma (puma concolor): <http://www.naturalista.mx/taxa/42007-Puma-concolor>
- Olivos, A., Saavedra, E., Nequiz, M., & Perez, R. (2011). *Amibiasis: mecanismos moleculares de la patogenicidad de Entamoeba histolytica*. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de MEDIGRAPHIC: <http://www.medigraphic.com/pdfs/facmed/un-2011/un112c.pdf>
- OMS. (Marzo de 2017). *Organizacion Mundial de la Salud*. Obtenido de Teniasis y cisticercosis: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs376/es/>
- Paradais Sphynoc. (2014 de Marzo de 2014). *Paradais Sphynoc*. Recuperado el 20 de Mayo de 2017, de León Animal, Panthera leo: <https://mamiferos.paradais-sphynx.com/felinos/leones-panteras/panthera-leo.htm>



- Paradais Sphynx. (16 de Junio de 2014). *Paradais Sphynx*. Obtenido de Características de los felinos: <https://mamiferos.paradais-sphynx.com/informacion/felidos-o-familia-felidae.htm>
- Parasitologist, A. A. (Junio de 2014). *American Association of Veterinary Parasitologist*. Obtenido de Spirometra mansonoides: <http://www.aavp.org/wiki/cestodes/pseudophyllidea/spirometra/spirometra-mansonoides/>
- Pareja, A. (03 de Mayo de 2013). Imagen pareja de leones y su cria.
- Penn Veterinary Medicine. (2012). *Isospora felis*. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Diagnosis of Veterinary Endoparasitic Infections: <http://research.vet.upenn.edu/Hosts/Isosporafelis/tabid/7793/Default.aspx>
- Perez , A. (Septiembre de 2016). *Hospital Veterinarioco*. Obtenido de Mesocestoides: <http://hospitalveterinariotaco.es/mesocestoides/>
- Perez, G., Petteta, L., & al, e. (2009). *Primera Descripción del Uso del Toltrazuril para la Prevención de Brotes de Coccidiosis en Criaderos Felinos*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Veterinaria Argentina: <http://www.veterinariargentina.com/revista/2009/04/719/>
- Pinheiro. (02 de Diciembre de 2017). *MD. SAÚDE*. Obtenido de AMEBIASIS – SÍNTOMAS, CAUSAS Y TRATAMIENTO: <https://www.mdsaude.com/es/2015/10/ameba-entamoeba-histolytica-2.html>
- Pinheiro, P. (Septiembre de 2017). *Md.Saude*. Obtenido de TENIASIS Y CISTICERCOSIS – CICLO, SÍNTOMAS Y TRATAMIENTO: <https://www.mdsaude.com/es/2017/09/teniasis-y-cisticercosis.html>
- Plus, M. (2016). *Medline Plus*. Obtenido de Enfermedades parasitarias: <https://medlineplus.gov/spanish/parasiticdiseases.html>



Pombar, A. (Marzo de 2017). *Universidad Católica de Santiago de Guayaquil*.
Obtenido de PREVALENCIA DE PROTOZOARIOS
GASTROINTESTINALES EN PERROS Y GATOS DE DOS REFUGIOS EN
LA CIUDAD DE GUAYAQUIL:
[http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7724/1/T-UCSG-PRE-TEC-
CMV-21.pdf](http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7724/1/T-UCSG-PRE-TEC-CMV-21.pdf)

Provincia del Azuay. (12 de Octubre de 2008). *La provincia del Azuay*.
Recuperado el 03 de Octubre de 2016, de [http://laprovinciadelazuay-byron-
byron.blogspot.com/2008/10/la-provincia-del-azuay.html](http://laprovinciadelazuay-byron-byron.blogspot.com/2008/10/la-provincia-del-azuay.html)

Publishing, B. (13 de 12 de 2017). *Felinos*. Obtenido de
[https://books.google.com.ec/books?id=CQasCQAAQBAJ&printsec=frontcov
er&dq=felinos&hl=es-
419&sa=X&ved=0ahUKEwi17LDsuoYAhXHRSYKHavdAxEQ6AEILDAB#v=
onepage&q=felinos&f=false](https://books.google.com.ec/books?id=CQasCQAAQBAJ&printsec=frontcover&dq=felinos&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwi17LDsuoYAhXHRSYKHavdAxEQ6AEILDAB#v=onepage&q=felinos&f=false)

Quiroz, H. (1999). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books:
[https://books.google.com.ec/books?id=xRxxXal1Y6EC&pg=PA570&lpg=PA
570&dq=trichuris+campanula&source=bl&ots=k_IRknUtlL&sig=_IEblsR3ZU
9Td1IAMFv8F76dc1c&hl=es&sa=X&sqj=2&ved=0ahUKEwjWncjqkl7PAhUP
Bh4KHcTKBaIQ6AEILjAB#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false](https://books.google.com.ec/books?id=xRxxXal1Y6EC&pg=PA570&lpg=PA570&dq=trichuris+campanula&source=bl&ots=k_IRknUtlL&sig=_IEblsR3ZU9Td1IAMFv8F76dc1c&hl=es&sa=X&sqj=2&ved=0ahUKEwjWncjqkl7PAhUPBh4KHcTKBaIQ6AEILjAB#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false)

Ramires, G. (2011). *ENFERMEDADES PROTOZOARIAS ANIMALES*.
Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Universidad de Chile:
[https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=14
&cad=rja&uact=8&ved=0ahUKEwjLuuCZicrYAhWHOCYKHWccCcw4ChAW
CDcwAw&url=https%3A%2F%2Fwww.u-
cursos.cl%2Fveterinaria%2F2011%2F1%2FFU17%2F1%2Fmaterial_docen
te%2Fbajar%3Fid_material%3D580794&usg=](https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=14&cad=rja&uact=8&ved=0ahUKEwjLuuCZicrYAhWHOCYKHWccCcw4ChAWCDcwAw&url=https%3A%2F%2Fwww.u-cursos.cl%2Fveterinaria%2F2011%2F1%2FFU17%2F1%2Fmaterial_docente%2Fbajar%3Fid_material%3D580794&usg=)



Ramón, G. (2012). *PREVALENCIA DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES (CÉSTODOS Y NEMÁTODOS) EN CANINOS DE LA CIUDAD DE CUENCA*. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de UNIVERSIDAD DE CUENCA:

<http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/383/1/TESIS.pdf>

Romero. (Junio de 2009). *Researchgate*. Obtenido de *Leopardus wiedii*:
https://www.researchgate.net/publication/263275868_Leopardus_wiedii_Schinz_1821

Ruiz, M. F., Pergazere, M., & Kuhn. (2011). *Relevamiento de parásitos gastrointestinales por coprología en félidos silvestres bajo condiciones de cautiverio*. Recuperado el 01 de Agosto de 2016, de Univerisad Nacional de Rosario: <http://www.fveter.unr.edu.ar/jornadas2011/191.RUIZ,M.%20VET-UNL.%20Relevamiento%20de....pdf>

Rus, C. (2014). *Estudio de los elementos parasitarios presentes en heces de carnívoros domésticos en la ciudad de Jaen*. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Universidad de Jaen: http://tauja.ujaen.es/bitstream/10953.1/563/1/TFG_RusRusMar%C3%ADaCatalina.pdf

Salazar, Garcia , & Rodriguez. (05 de 04 de 2014). *Helmitiasis en Caninos y Felinos*. Recuperado el 01 de 02 de 2017, de CES: http://revistas.ces.edu.co/index.php/ces_salud_publica/article/view/3593

Schreber. (1775). *Researchgate*. Obtenido de *Leopardus tigrinus*:
https://www.researchgate.net/profile/Andres_Arias-Alzate/publication/292145257_Leopardus_tigrinus/links/56aa45fd08ae2df82166d6b2/Leopardus-tigrinus.pdf?origin=publication_detail



- Sheng, Z.-H., Chang, Q., Tian, S.-Q., Lou, Y., Zheng, X., Zhao, Q., & Wang, C.-R. (2012). *Characterization of Toxascaris leonina and Tococaracanis from cougar (Panthera leo) and common wolf (Canis lupus) by nuclear ribosomal DNA sequences of internal transcribed spacers*. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Academic Journals: http://www.academicjournals.org/article/article1380727991_Sheng%20et%20al.pdf
- Silva, A. (Mayo de 2010). Parasitosis gastrointestinales en felinos silvestres en Nanchititla, Mexico. Toluca, Mexico. https://www.researchgate.net/publication/303065732_Parasitosis_gastrointestinales_en_felinos_silvestres_en_Nanchititla_Mexico
- Sixtos, C. (2013). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos. *Virbac Salud Animal*, 6-7.
- Soria. (15 de Mayo de 2014). *Oncilla (Leopardus tigrinus)*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Animal extincion: http://www.animalesextincion.es/articulo.php?id_noticia=380
- Tantaleán, & Michaud. (Julio de 2005). *Scielo*. Obtenido de Huéspedes definitivos de *Spirometra mansonoides* (Cestoda, Diphyllbothriidae) en el Perú: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1727-99332005000100015&script=sci_arttext&lng=pt
- Tapeworm. (1988). *Mesocestoides*. Obtenido de Diagnosis of Veterinary Endoparasitic Infections: <http://research.vet.upenn.edu/Hosts/Mesocestoidesspp/tabid/7804/Default.aspx>
- Tapeworm. (2017). *Diagnosis of Veterinary Endoparasitic*. Obtenido de *Spirometra mansonoides*: <http://research.vet.upenn.edu/Default.aspx?TabId=7817>



Thüngen, J. (1987). *Bioecología*. Obtenido de El puma: http://www.produccion-animal.com.ar/fauna/Fauna_Argentina_general/03-el_puma.pdf

Tortora, Funke, & Case. (2007). *Introducción a la Microbiología*. Buenos Aires, Argentina: Medica Paramericana.

UCE. (2015). *ESTRONGILOIDIASIS*. Recuperado el AGOSTO de 29 de 2016, de UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ESTE: <https://parasitologiauce.files.wordpress.com/2015/03/e-stercoralis.pdf>

Uribarren. (5 de Diciembre de 2016). *Universidad Nacional Autonoma de Mexico*. Obtenido de Dipylidiosis o Dipilidiasis : <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/dipylidiosis.html>

Uribarren, T. (04 de Diciembre de 2015). *DIPYLIDIOSIS o DIPILIDIASIS*. Recuperado el 14 de Agosto de 2016, de Universidad Autonoma de México: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/dipylidiosis.html>

Uribarren, T. (2015). *Larva Migrans Visceral*. Recuperado el 03 de SEPTIEMBRE de 2016, de Universidad Nacional Autonoma de Mexico: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/larva-migrans-visceral.html>

Uribarren, T. (2015). *STRONGYLOIDOSIS O ESTRONGILOIDIOSIS O ESTRONGILIODIASIS*. Recuperado el 31 de AGOSTO de 2016, de UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/strongyloidosis.html>



- Uribarren, T. (13 de Febrero de 2017). *ENTAMOEBOISIS o AMIBIASIS o AMEBIASIS*. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de UNIVERSIDAD AUTONOMA DE MEXICO: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/amibiasis.html>
- Valerio , I., Rodriguez, B., & Chinchilla, M. (2004). *Primer hallazgo de Spirometra Mansoni en Felis domesticus de Costa Rica*. Recuperado el 16 de Agosto de 2016, de <http://www.bvs.sa.cr/articulosexternos/art9.pdf>
- Veterinary Medical Clinic. (2016). *Coccidiosis, Canine and Feline*. Recuperado el 11 de Septiembre de 2016, de <http://www.vetmedclinic.com/?p=264>
- Village. (2015). *Nodiagnosticado*. Obtenido de Infección por Spirometra mansonoides: <http://www.nodiagnosticado.es/enfermedades/Infeccion-por-Spirometra-mansonoides.htm>
- Washabau, R., & Day, M. (2012). *Canine and Feline Gastroenterology*. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books: https://books.google.com.ec/books?id=8iwym8Q5XQ8C&pg=PA746&dq=trichuris+campanula&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjVh7iLkY_PAhWJdR4KHcZ1AosQ6AEIVTAH#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false
- World heritage Encyclopedia. (2002). *Trichuris*. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Project Gutenberg Self-Publishing Press: <http://www.gutenberg.us/article/WHEBN0011581978/Trichuris>
- Ximenez, C., Moran, P., Ramos, F., & Ramiro, M. (2007). *Amibiasis intetsinal: estado actual del conocimiento*. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de MEDIGRAPHIC: <http://www.medigraphic.com/pdfs/medintmex/mim-2007/mim075g.pdf>



Yañéz, & Rodríguez . (06 de Enero de 2015). *Concienciaeco*. Obtenido de Animnales Salvajes se Curan Automedicándose: <https://www.concienciaeco.com/2015/01/16/nuevo-estudio-los-animales-salvajes-se-curan-automedicandose/>

Youssefi, M., Hoseini, S., Zaheri, B., & Abouhosseini, M. (2010). *First report of Ancylostoma tubaeforme in Persian Leopard (Panthera pardus saxicolor)*. Recuperado el 29 de AGOSTO de 2016, de NCBI: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3279821/>

Zooquito. (2018). QuitoZoo.Obtenido deTáfico de Fauna Silvestre. Recuperado el 05 de Febrero de 2018:[Http://www.quitozoo.org/index.php/23-moduloderecha/52- trafico-de-fauna-silvestre](http://www.quitozoo.org/index.php/23-moduloderecha/52- trafico-de-fauna-silvestre)

ZSP. (12 de Agosto de 2016). *Veterinariosos*. Obtenido de Entamoeba, protozoario del intestino: <https://veterinariosos.blogspot.com/2016/08/entamoeba-protozoario-del-intestino.html>

11. ANEXOS

Anexo 1. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación a la especie de felino en la prueba coproparasitaria de Lugol

		<i>Strongyloides</i> sp.	<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme</i> .	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxocara</i> <i>leonina</i>		<i>Taenia</i> sp.	<i>Mesocestoides</i>	<i>Cystoisospora</i> <i>felis</i> .	<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>		<i>Entamoeba</i> <i>histolytica</i> .	
	N	+	+	+	+	++	+	+	+	+	++++	+	++
<i>Panthera leo</i>	23	1	1	5	9	1	2	11	1	0	0	15	1
<i>Leopardus pardalis</i>	11	0	1	2	0	0	0	3	1	1	1	5	0
<i>Leopardus tigrinus</i>	2	0	0	2	1	0	0	0	1	0	0	1	0
<i>Puma concolor</i>	6	1	0	4	2	0	0	3	2	1	0	4	1
<i>Leopardus wiedii</i>	2	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	2	0

N: Número total de animales, (+): Leve, (++): Moderado, (+++): Grave, (++++): Muy Grave

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 2. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación a al género en la prueba coproparasitaria de Lugol

		<i>Strongyloides</i> sp.	<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme</i> .	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxocara</i> <i>leonina</i>		<i>Taenia</i> sp.	<i>Mesocestoides</i>	<i>Cystoisospora</i> <i>felis</i> .	<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>		<i>Entamoeba</i> <i>histolytica</i> .	
	N	+	+	+	+	++	+	+	+	+	++++	+	++
Hembra	26	2	0	10	6	1	2	12	3	1	0	15	2
Macho	18	0	2	4	6	0	0	5	4	1	1	12	0
Total	44	2	2	14	12	1	2	17	7	2	1	27	2

N: Número total de animales, (+): Leve, (++): Moderado, (+++): Grave, (++++): Muy Grave

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 3. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación grupo etario en la prueba coproparasitaria de Lugol

		<i>Strongyloides</i> <i>sp.</i>	<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme.</i>	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxocara</i> <i>leonina</i>		<i>Taenia sp.</i>	<i>Mesocestoides</i>	<i>Cystoisospora</i> <i>felis.</i>	<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>		<i>Entamoeba</i> <i>histolytica.</i>	
	N	+	+	+	+	++	+	+	+	+	++++	+	++
Juvenil	12	1	1	5	4	1	0	3	2	0	0	9	0
Adulto	32	1	1	9	8	0	2	14	5	2	1	18	2
Total	44	2	2	14	12	1	2	17	7	2	1	27	2

N: Número total de animales, (+): Leve, (++) : Moderado, (+++) : Grave, (++++): Muy Grave

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 4. Grado de parasitismo gastrointestinal con relación al género mediante prueba coproparasitaria de Flotación

		<i>Strongyloides</i> <i>sp.</i>	<i>Ancylostoma</i> <i>tubaeforme.</i>	<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxocara</i> <i>leonina</i>		<i>Taenia</i> <i>sp.</i>		<i>Mesocestoides</i>	<i>Cystoisospora</i> <i>felis.</i>			<i>Spirometra</i> <i>mansonoides</i>	<i>Entamoeba</i> <i>histolytica.</i>	<i>Strongyloides</i> <i>sp.</i>
	Total	+	+	+	++	+	++	+	++++	+	+	++	++++	+	+	+
Juvenil	12	1	0	3	0	3	2	1	0	1	6	0	0	5	0	1
Adulto	32	3	3	7	1	11	2	0	1	0	12	3	1	9	3	3
Total	44	4	3	10	1	14	4	1	1	1	18	3	1	14	3	4

Fuente: (Autores, 2017)



Anexo 5. Pruebas de *Chi-cuadrado* en comparación de cada especie con el *Phylum* Platelminfos

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	5,651 ^a	4	0,227
Razón de verosimilitud	6,075	4	0,194
Asociación lineal por lineal	0,637	1	0,425
N de casos válidos	44		

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 6. Pruebas de *Chi-cuadrado* en comparación de cada especie con el *Phylum* Nematodos

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	2,168 ^a	4	0,705
Razón de verosimilitud	3,201	4	0,525
Asociación lineal por lineal	1,945	1	0,163
N de casos válidos	44		

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 7. Pruebas de *Chi-cuadrado* en comparación de cada especie felina silvestre con el *Phylum* Protozoos

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	6,286 ^a	4	0,179
Razón de verosimilitud	5,841	4	0,211
Asociación lineal por lineal	0,006	1	0,937
N de casos válidos	44		

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 8. Pruebas de *Chi-cuadrado* del sexo con relación al *Phylum* Protozoo.

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significació n exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,072 ^a	1	,789		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,070	1	,791		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,656
Asociación lineal por lineal	,070	1	,791		
N de casos válidos	44				

a. 2 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,82.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Fuente: (Autores, 2017)



Anexo 9. Pruebas de *Chi-cuadrado* del sexo con relación al *Phylum* Nematodo.

	Valor	df	Significació n asintótica (bilateral)	Significació n exacta (bilateral)	Significació n exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	1,020 ^a	1	,312		
Corrección de continuidad ^b	,278	1	,598		
Razón de verosimilitud	1,108	1	,293		
Prueba exacta de Fisher				,634	,308
Asociación lineal por lineal	,997	1	,318		
N de casos válidos	44				

Fuente: (Autores, 2017)

anexo 10. Pruebas de *Chi-cuadrado* sexo con relación al *Phylum* Platelmino.

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	4,701 ^a	1	,030		
Corrección de continuidad ^b	3,135	1	,077		
Razón de verosimilitud	4,708	1	,030		
Prueba exacta de Fisher				,048	,039
Asociación lineal por lineal	4,594	1	,032		
N de casos válidos	44				

Fuente: (Autores, 2017)



Anexo 11. Pruebas de *Chi-cuadrado* de la edad con relación al *Phylum* Nemátodos

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,150 ^a	1	,698		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,159	1	,690		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,583
Asociación lineal por lineal	,147	1	,701		
N de casos válidos	44				

Fuente: (Autores, 2017)

Anexo 12. Pruebas de *Chi-cuadrado* de la edad con relación al *Phylum* Platelminetos.

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	1,076 ^a	1	,300		
Corrección de continuidad ^b	,358	1	,550		
Razón de verosimilitud	1,220	1	,269		
Prueba exacta de Fisher				,413	,287
Asociación lineal por lineal	1,051	1	,305		
N de casos válidos	44				

Fuente: (Autores, 2017)



Anexo 13. Pruebas de *Chi-cuadrado* de la edad con relación al *Phylum* Protozoos.

	Valor	df	Significació n asintótica (bilateral)	Significació n exacta (bilateral)	Significació n exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,786 ^a	1	,375		
Corrección de continuidad ^b	,005	1	,941		
Razón de verosimilitud	1,309	1	,253		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,524
Asociación lineal por lineal	,768	1	,381		
N de casos válidos	44				

Fuente: (Autores, 2017)



Anexo 14. Hoja de Campo

"Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincial del Azuay"								
Fecha:			Especie:	Código:				
Centro de Manejo:			Felino					
Nombre científico:		Nombre propio:		Procedencia:				
Sexo:	Edad:	Peso:						
Alimentación: / Bovinos	Equinos	Aves						
SANIDAD								
Desparasitaciones Externas:			Desparasitaciones Internas:					
Presencia de ectoparásitos:								
Pulgas Garrapatas:								
EXAMEN EXTERNO								
Pelo: Normal		Opaco		Hirsuto				
Ojos: Normal		Opaco		Anormales				
Estado corporal:	1 Muy Delgado	2 Delgado	3 Ideal	4 Sobre peso	5 Obeso			
ANÁLISIS DE LABORATORIO								
Resultados de Lugo			Grado de Infección					
			No parasitado	Leve	Moderado	Grave	Muy grave	
Positivo			Negativo	0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	> 10 huevos
1. Strongylides spp.								
2. Ancylostoma tubaeforme								
3. Toxocara cati								
4. Toxocara leonina								
5. Trichuris spp.								
6. Dipylidium caninum								
7. Taenia taenaeiformis								
8. Mesocostoides								
9. Giardia duodenalis								
10. Isospora felis								
11. Coccidia								
12. Toxoplasma gondii								
13. Giardia felis								
14. Echinococcus multilocularis								
15. Spirometra mansonioides								
16. Entamoeba histolytica								

Resultados de Frotación			Grado de Infección				
			No parasitado	Leve	Moderado	Grave	Muy grave
			0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	> 10 huevos
Positivo			Negativo				
1. Strongylides spp.							
2. Ancylostoma tubaeforme							
3. Toxocara cati							
4. Toxocara leonina							
5. Trichuris spp.							
6. Dipylidium caninum							
7. Taenia taenaeiformis							
8. Mesocostoides							
9. Giardia duodenalis							
10. Isospora felis							
11. Coccidia							
12. Toxoplasma gondii							
13. Giardia felis							
14. Echinococcus multilocularis							
15. Spirometra mansonioides							
16. Entamoeba histolytica							
Resultados de Sedimentación			Grado de Infección				
			No parasitado	Leve	Moderado	Grave	Muy grave
			0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	> 10 huevos
Positivo			Negativo				
1. Strongylides spp.							
2. Ancylostoma tubaeforme							
3. Toxocara cati							
4. Toxocara leonina							
5. Trichuris spp.							
6. Dipylidium caninum							
7. Taenia taenaeiformis							
8. Mesocostoides							
9. Giardia duodenalis							
10. Isospora felis							
11. Coccidia							
12. Toxoplasma gondii							
13. Giardia felis							
14. Echinococcus multilocularis							
15. Spirometra mansonioides							
16. Entamoeba histolytica							

Observaciones:

Paola Cañar Romero

Xavier Lozano Carmona

Fuente: (Autores, 2017)